ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

ANNEE : 1982

THESE : 13

ESSAIS COMPARATIFS DES COLLIERS INSECTICIDES POUR CHIEN

THESE

Pour le Doctorat Vétérinaire
(Diplôme d'Etat)
Présentée et soutenue publiquement en 1982

par

Jean-Yves LEFEBVRE

Né le 16 Mai 1954 à CAHORS (Lot)

Membres du Jury

Président : ..... Monsieur SEGUELA
Professeur à l'Université Paul Sabatier de Toulouse

Assesseurs : ..... Monsieur FRANC
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Madame BURGAT-SACAZE
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

UNIV.
LEIDEN
1951

Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/IA41547621_0025

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

ANNEE : 1982 THESE : 13

ESSAIS COMPARATIFS DES COLLIERS INSECTICIDES POUR CHIEN

THESE

Pour le Doctorat Vétérinaire
(Diplôme d'Etat)
Présentée et soutenue publiquement en 1982

par

Jean-Yves LEFEBVRE

Né le 16 Mai 1954 à CAHORS (Lot)

Membres du Jury

Président : ..... Monsieur SEGUELA
Professeur à l'Université Paul Sabatier de Toulouse
Assesseurs : ..... Monsieur FRANC
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Madame BURGAT-SACAZE
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

MINISTERE DE L'AGRICULTURE

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

Directeur : ..... M.LAUTIE
Directeur honoraire : ..... M. FLORIO
Professeurs honoraires : ..... M. BRIZARD
..... M. SAURAT

PERSONNEL ENSEIGNANT
CHAIRE DE PHARMACIE ET TOXICOLOGIE

Professeur titulaire ..... M. GODFRAIN
Professeur sans chaire ..... Mme BURGAT-SACAZE

Pharmacie et Toxicologie

CHAIRE DE PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES

Professeur titulaire ..... M. RICO
Professeur sans chaire ..... M. BRAUN
Maître Assistant ..... M. BENARD

Physique Biologique et Médicale
Chimie Biologique et Médicale
Informatique biologique et médicale

CHAIRE D'ANATOMIE DES ANIMAUX DOMESTIQUES

Professeur titulaire ..... M. PAVAUX
Maître Assistant ..... M. LIGNEREUX
Maître Assistant ..... M. SAUTET

Organogénèse - Tératologie
Anatomie Générale - Anatomie Appliquée

CHAIRE DE PHYSIOLOGIE, PHARMACODYNAMIE ET THERAPEUTIQUE

Professeur titulaire ..... M. RUCKEBUSCH
Professeur sans chaire ..... M. FARGEAS
Maître Assistant Agrégé ..... M. TOUTAIN

Physiologie - Pharmacodynamie - Thérapeutique

CHAIRE D'HISTOLOGIE - ANATOMIE PATHOLOGIQUE

Professeur titulaire ..... M. VAN HAVERBEKE
Professeur sans chaire ..... M. CABANIE
Maître Assistant Agrégé ..... M. MAGNOL

Histologie - Embryologie
Anatomie Pathologique - Clinique

CHAIRE D'HYGIENE ET INDUSTRIE DES ALIMENTS D'ORIGINE ANIMALE

Professeur titulaire ..... M. LABIE
Maître de Conférences ..... M. EECKHOUTTE
Maître Assistant Agrégé ..... Mme BENARD

Hygiène - Inspection - Contrôle et Technologie des denrées alimentaires d'origine animale - Clinique

CHAIRE DE PARASITOLOGIE ET MALADIES PARASITAIRES

Professeur titulaire ..... M. DORCHIES
Maître de Conférences ..... M. FRANC
Maître Assistant ..... M. DUCOS DE LAHITTE

Zoologie appliquée - Ecologie - Parasitologie externe -
Dermatologie - Parasitologie interne - Clinique

CHAIRE DE SEMIOLOGIE ET PATHOLOGIE MEDICALE
DES EQUIDES ET CARNIVORES ET DE LEGISLATION

Professeur titulaire ..... M. LESCURE
Maître de Conférences ..... M. GUELFI
Maître Assistant ..... M. REGNIER

Sémiologie et Pathologie Médicale des Equidés et Carnivores
Législation Vétérinaire et Déontologie Clinique

CHAIRE DE PATHOLOGIE MEDICALE DU BETAIL
ET DES ANIMAUX DE BASSE-COUR

Professeur titulaire ..... M. TOURNUT
Maître de Conférences ..... M. BEZILLE
Maître Assistant ..... M. JOUGLAR

Sémiologie et Pathologie Médicale du bétail et des animaux de basse-cour
Clinique - Consultation itinérante

CHAIRE DE PATHOLOGIE CHIRURGICALE

Professeur titulaire ..... M. CAZIEUX
Maître de Conférences ..... M. GENEVOIS
Maître-Assistant ..... M. AUTEFAGE

Propédeutique et Sémiologie Chirurgicale - Radiologie - Technique Chirurgicale - Anesthésiologie
Pathologie Chirurgicale - Clinique - Traumatologie - Podologie orthopédique

CHAIRE DE PATHOLOGIE DE LA REPRODUCTION

Professeur titulaire ..... M. FERNEY
Professeur sans chaire ..... M. ROYAL

Pathologie de l'appareil génital et de la mamelle - Sémiologie et Propédeutique - Pathologie de la Reproduction - Obstétrique et pathologie du nouveau-né - Clinique - Consultation itinérante

CHAIRE DE MALADIES CONTAGIEUSES - ZOONOSES -
LEGISLATION SANITAIRE

Professeur titulaire ..... M. CHANTAL
Maître Assistant ..... M. PICAVET

Epidémiologie - Maladies contagieuses - Zoonoses
Législation Sanitaire - Clinique

CHAIRE DE PATHOLOGIE GENERALE - MICROBIOLOGIE - IMMUNOLOGIE

Professeur titulaire ..... M. LAUTIE
Maître Assistant ..... M. PELLERIN

Microbiologie - Immunologie - Pathologie Générale

CHAIRE D'ELEVAGE ET ECONOMIE

Professeur titulaire ..... M. QUEINNEC
Professeur sans chaire ..... M. DARRE
Maître Assistant ..... Mme QUEINNEC

Ethnologie - Génétique animale - Extérieur - Zootechnie et Economie générales - Ethologie appliquée, Sciences, Techniques, Economie de l'Elevage et des Productionsanimales
Insémination artificielle - Organisation de l'Elevage

CHAIRE D'ALIMENTATION

Professeur titulaire ..... M. FALIU
Professeur sans chaire ..... M. GRIESS

Botanique appliquée et Bromatologie - Agronomie - Alimentation

CHARGES D'ENSEIGNEMENT

MM. les Professeurs : ANGELIER, ARMENGAUD, COMBES, COMBRET, CROS, FERNET, et MAZENC.

La Faculté et l'Ecole déclarent n'être pas responsable des opinions émises par les candidats (Délibération de la Faculté en date du 10 mai 1891 et du Conseil de l'Ecole en date du 13 juin 1924).

A AGNÈS,

A MES PARENTS,

A TOUS MES AMIS.

A NOTRE PRÉSIDENT DE THÈSE

Monsieur le Professeur

de l'Université Paul Sabatier de Toulouse

Qui nous a fait le grand honneur d'accepter
la présidence de notre jury de thèse

Hommage respectueux.

A NOTRE JURY DE THÈSE

Monsieur le Professeur FRANC

de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pour nous avoir suggeré le sujet de ce travail.

Hommage respectueux.

Madame le Professeur BURGAT

de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pour l'honneur et le plaisir qu'elle nous a fait en acceptant de faire partie de notre jury de thèse

Hommages respectueux et reconnaissants.

P L A N

INTRODUCTION

Chapitre Premier : ETUDE DES PUCES

I) LE TEGUMENT

1°) L'endocuticule
2°) La mésocuticule
3°) L'exocuticule
4°) L'épicuticule.

II) MORPHOLOGIE EXTERNE DE L'ADULTE

1°) La tête
   a) description
   b) appendices de la tête
2°) Le thorax
3°) L'abdomen.

III) MORPHOLOGIE INTERNE DE L'ADULTE

1°) Appareil digestif et excréteur
2°) Système nerveux
3°) Système respiratoire
4°) Organes reproducteurs.

IV) REPRODUCTION ET DÉVELOPPEMENT

1°) Accouplement
2°) Ponte des oeufs
3°) Les larves
4°) Nymphe et éclosion de l'imago
5°) L'imago.

V) RÔLE PATHOGENE DES APHANIPTÈRES

1°) Rôle pathogène indirect
2°) Rôle pathogène direct
   a) troubles locaux
   b) troubles généraux
   c) troubles d'hypersensibilité.

Chapitre Deuxième : LUTTE CONTRE LES PUCES

I) LES INSECTICIDES

1°) Les insecticides d'origine végétale
   a) la nicotine
   b) le pyrèthre
   c) la sotenone
2°) Les insecticides organiques de synthèse
   a) les pyrèthres de synthèse
   b) les insecticides organochlorés
   c) les insecticides organophosphorés
   d) les carbamates

II) LES COLLIERS INSECTICIDES

1°) Le support
2°) Les principes actifs

A) PROPRIETES PHYSIQUES ET CHIMIQUES

a) Formules

b) Propriétés physico-chimiques

B) PROPRIETES BIOLOGIQUES

a) DL_{50}

b) Absorption - élimination

III) MODE D'ACTION DES INSECTICIDES

A) CHEZ LES MAMMIFERES

1°) Rappel sur les cholinestérases

2°) Inhibition des cholinestérases

B) PARTICULARITES PROPRES AUX INSECTES

IV) PÉNÉTRATION DES INSECTICIDES CHEZ L'INSECTE

V) EFFICACITÉ ET DANGER DES COLLIERS INSECTICIDES

A) EFFICACITE DES COLLIERS INSECTICIDES

B) DANGER DES COLLIERS INSECTICIDES

1°) Toxicité

a) aiguë

b) à long terme

2°) Troubles dus au port du collier insecticide

a) lors d'anesthésie

b) dermatoses

Chapitre Troisième : RESULTATS PERSONNELS

I) ELEVAGE DES PUCES

1°) Méthode de Dubourdieu

2°) Méthode utilisée

a) la cage et son agencement
b) utilisation de la cage et élevage des puces

3°) Manipulation des puces

II) LES COLLIERS

III) LES ESSAIS COMPARATIFS

1°) Le local et le matériel

a) le local
b) le matériel

2°) Déroulement des essais

3°) Choix des essais effectués

4°) Remarques

IV) INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS EXPÉRIMENTAUX

1°) Comparaison de l'efficacité des colliers neufs (courbes C_1)

2°) Comparaison de l'efficacité des colliers portés 20J (courbes C_2)

3°) Comparaison de l'efficacité des colliers ouverts deux mois avant (courbes C_3)

4°) Comparaison de l'efficacité des colliers immergés durant 1 heure (courbes C_4)

5°) Comparaison de l'efficacité des colliers immergés durant 1/2 heure (courbes C_5)

V) DISCUSSION

CONCLUSION

BIBLIOGRAPHIE

INTRODUCTION

Parmi les ectoparasites du chien, la puce occupe une place prépondérante. En effet, ce parasite hématophage possède une grande prolificité durant la saison chaude, plus particulièrement en automne.

Ces parasites, nombreux ou pas, déterminent souvent des troubles cutanés.

Il est donc normal de chercher à les détruire.

Il existe de nombreux insecticides naturels ou de synthèses qui se présentent sous forme de poudres, de spray ou bien de colliers.

Cette dernière présentation est de plus en plus utilisée. Après la mise sur le marché d'un collier insecticide au Dichlorvos en 1966, d'autres principes actifs furent utilisés dans la fabrication des colliers insecticides.

Devant la multiplicité des colliers insecticides destinés aux chiens, nous avons voulu comparer leur efficacité.

Pour cela, il nous a fallu d'abord étudier la biologie de la puce. En effet, l'élevage de cet insecte nous a été nécessaire pour réaliser nos travaux.

Dans une deuxième partie, nous envisagerons les moyens nous permettant de détruire cet ectoparasite du chien et, occasionnellement de l'homme. Nous étudierons, plus en détail, les produits entrant dans la

composition des colliers insecticides.

Puis, nous préciserons l'efficacité et les dangers que représentent l'utilisation de ces colliers.

Enfin, la troisième et dernière partie sera consacrée à l'expérimentation et à la réalisation des différents tests rendant compte de l'efficacité des colliers insecticides pour chien.

Chapitre Premier

ETUDE DES PUCES

Nous allons envisager l'étude de Cténocephalus canis qui est un insecte de l'ordre des Aphaniptères en insistant sur son mode de vie et son cycle de développement.

Une meilleure connaissance de ce dernier nous permettra de réaliser un élevage prolifique, indispensable à la réalisation de la partie expérimentale.

L'ordre des Aphaniptères ou Siphonaptères ou puces comprend 1 200 espèces réparties en une dizaine de familles.

Ces insectes sont dépourvus d'ailes et leur corps est comprimé latéralement. Ce sont des ectoparasites hématophages, des Mammifères et des Oiseaux, à métamorphose complète.

La larve est allongée, apode.

La nymphe est immobile ou peu mobile, abritée dans un fin cocon soyeux.

Le corps de l'adulte est recouvert d'un tégument brun-rougeâtre, rigide, chitineux.

L'étude de ce tégument est primordiale pour comprendre les modalités de pénétration des insecticides.

I) LE TEGUMENT (10a, 63, 63a)

Le tégument ou cuticule joue un grand rôle chez les insectes. Cet exosquelette détermine leur organisation et leur originalité.

La cuticule, substance extra-cellulaire, est produite par la couche épidermique. Elle est formée de chitine :macromolécule d'acétyl glucose amine polymérisée et orientée.

Ces chaînes polymérisées sont liées entre elles, lors du processus de tannage, par des quinones produites par oxydation des phénols pour former des microfibrilles.

Cette structure est identique à celle de la kératine des Oiseaux ou des Mammifères. Mais dans cette dernière les ponts disulfures remplacent la quinone.

L'orientation des chaînes polymérisées de chitine change en fonction du lieu de fabrication et des lignes de forces (63) :

- l'orientation parallèle prédomine dans les zones de forces axiales : tibia des insectes
- les fibres croisées se retrouvent dans la cuticule des antennes, des trachées
- la structure lamellaire est présente dans les membranes fines des arthropodes, des ligaments élastiques et dans le système alaire.

La composition et la structure de la cuticule varie dans son épaisseur. Nous pouvons distinguer quatre couches différentes (2a,10a)

- l'endocuticule située au-dessus de la couche productrice : l'épiderme
- la mésocuticule
- l'exocuticule
- l'épicuticule la plus externe.

1) *L'ENDOCUTICULE*

(2a, 7a, 10a,63)

L'endocuticule existe essentiellement chez les larves, les insectes mous et au niveau des membranes souples des insectes : articulations, membranes inter-sclérites, au niveau des zones flexibles (base des ailes par exemple).

Au niveau de ces zones flexibles, elle présente une géométrie particulière. L'endocuticule forme des triangles dont les pointes pénètrent dans la mésocuticule et dont les bases, tournées vers l'épiderme, sont juxtaposées. La souplesse de l'endocuticule permet une variation de la dimension des bases de chaque triangle, par rapprochement ou éloignement des côtés d'un même triangle. Cette variation des bases autorise une flexion de la cuticule.

Au microscope électronique l'endocuticule apparaît comme un système alterné de zones denses et de zones claires.

Les zones denses ont une structure lamellaire.

Chaque lamelle est constituée de plusieurs couches de microfibrilles de chitine rangées parallèlement à la surface de la cuticule.

La direction de l'ensemble des couches successives change progressivement pour effectuer une rotation de 180° d'une lamelle à l'autre. Cette rotation se produit dans la zone interlamellaire.

La rotation des microfibrilles avait laissé croire à une production de fibrilles paraboliques de la chitine de l'endocuticule. Cette observation faite au microscope électronique n'est en réalité qu'un artéfact optique (10a).

La superposition d'une zone sombre et d'une zone claire correspond à la production chitineuse d'une journée. L'ensemble mesure environ 10 microns d'épaisseur et varie en fonction de leur situation sur l'exosquelette.

La couche sombre est excrétée la nuit et présente la structure lamellaire décrite ci-dessus.

La couche claire est produite le jour et ne présente pas de structure lamellaire : les microfibrilles seraient toutes orientées dans la même direction.

Expérimentalement (63a), on peut modifier cette zonation régulière.

Si on expose un insecte à une source de lumière permanente, et à 35°C, la structure lamellaire de l'endocuticule disparaît.

De la même façon, le rythme circadien des températures intervient dans la formation lamellaire.

La structure zonale de la chitine est déterminée par un système d'interactions complexes où intervient l'environnement (température, lumière) et, le système hormonal et nerveux de l'insecte (cellules sensibles à la lumière).

2) *LA MESOCUTICULE*

(2a, 7a)

La mésocuticule se retrouve au niveau des zones souples décrites précédemment.

La mésocuticule est différente de l'endocuticule par ses propriétés chimiques, mais elle présente également une structure lamellaire.

Ce système lamellaire est plus dense que celui de l'endocuticule et présente moins de différence de densité électronique au niveau des lamelles. Ce qui indique une structure plus serrée de la mésocuticule qui est ainsi plus résistante et plus rigide.

3) *L'EXOCUTICULE*

(2a, 7a)

L'exocuticule est prédominante chez les insectes durs et dans les parties dures des insectes mous.

Cette chitine tannée forme un système homogène et dense aux électrons . Elle est très rigide et très résistante.

4) *L'EPICUTICULE*

(7a, 10a,63)

L'épicuticule, couche la plus externe de la cuticule, joue un rôle primordial dans la protection de l'insecte contre la dessiccation.

L'épicuticule est formée par la superposition de quatre couches . De l'intérieur vers l'extérieur, nous trouvons :

. la cuticuline de 175 Å d'épaisseur,
. la couche de polyphénols ,
. la couche de cire
. la couche de cément.

L'épicuticule est imperméable à l'eau par la présence du film monomoléculaire de cire.

Les propriétés physiques et chimiques de cette couche de cire hydrophobe jouent un rôle important dans la pénétration des insecticides.

Cette couche protectrice peut être détruite par l'abrasion de fines particules de sable ou de poudre d'alumine. L'insecte meurt en quelques heures par dessiccation.

La couche de cire serait continuellement produite par les cellules épidermiques et acheminée à travers la cuticule grâce aux canalicules poreux (" Pore canal") (10a). Elle est dissoute dans un solvant volatil qui s'évapore lentement et laisse un film étanche de cire.

Cette couche de cire, très fragile, est protégée par la couche de cément qui est une sorte de vernis protecteur secrété par de petites glandes situées sur toute la surface du corps de l'insecte.

La communication entre l'endocuticule et l'épicuticule s'effectue grâce aux canalicules poreux qui jouent un rôle vital dans les fonctions de liaisons entre la cuticule et les cellules secrétantes.

Ces canaux plus ou moins nombreux selon la région de l'exosquelette,partent de la base de l'endocuticule et finissent en-dessous de l'épicuticule.

Ils traversent les régions lamellaires de la cuticule et suivent un tracé hélicoïdal imposé par l'orientation lamellaire de la chitine et des protéines .

REMARQUE : (63a)

La coloration foncée des insectes serait due à des pigments vrais de mélanine dans la cuticule ou bien à une sclérotisation extrême de la cuticule.

Les autres pigments sont situés en-dessous de la cuticule et sont visibles à travers celle-ci.

II. MORPHOLOGIE EXTERNE DE L'ADULTE

(10, 16, 50).

L'adulte est formé , comme tous les insectes, de trois parties (fig.1) :

- la tête,
- le thorax,
- l'abdomen.

1) LA TETE

Elle porte les antennes courtes et fortes et les pièces buccales faites pour piquer et aspirer le sang.

a) DESCRIPTION : fig.2

La tête, peu mobile, est serrée contre le thorax, sans cou apparent. Elle se prolonge d'une lame dorsale qui s'étend sur le pronotum.

Les yeux sont nuls ou réduits à des vestiges sans ommatidies.

La tête présente une fossette ou gouttière anténaire qui sépare en deux le front de l'occiput.

Le front porte un tubercule ou épine frontale qui sert à l'animal lors de la rupture du cocon nymphal à l'éclosion.

La forme de la tête permet de déterminer le genre et l'espèce (25, 50).

La tête de Cnétocephalus canis est arrondie, alors que la tête de Cténocephalus felis est plus longue (fig. 4et 5)

Les deux premières épines du peigne céphalique de Cténocephalus canis sont plus courtes de moitié que celles de Cténocephalus felis.

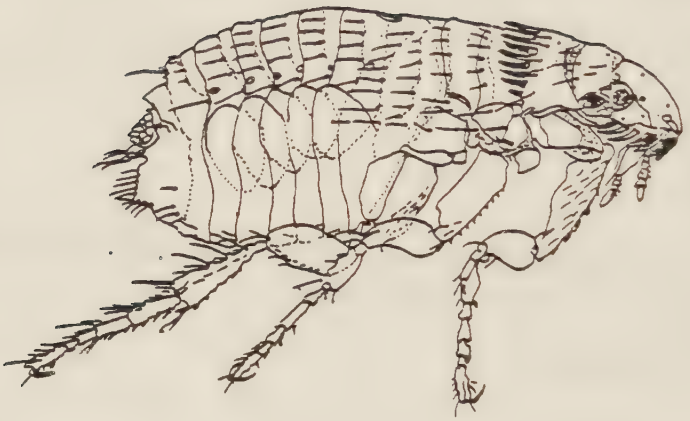


Fig I: Ctenocephalus canis femelle.
d'après C.Tiraboschi.

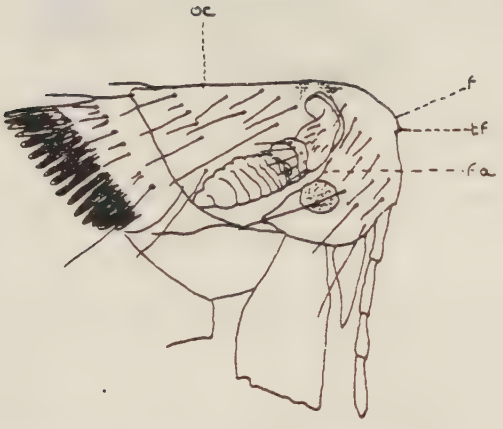


Fig 2:Dasypsyllus gallinulae femelle.
Profil de la tete:f,front;fa,fossettes antennaires; oc,occiput; tf,tubercule ou epine frontale.
d'après P.P Grassé.

Fig 4: Ctenocephalus canis.
d'après G.Lapage.

Fig 5: Ctenocephalus felis.
d'après G.Lapage.

b) APPENDICES DE LA TETE

&) Les pièces buccales (fig.6)

Elles sont placées sur la partie inférieure de la tête et comprennent des pièces vulnérantes aptes à percer la peau pour prélever le sang.

Elles sont au nombre de sept :

- une paire de mandibules,
- le labre-épipharynx,
- une paire de maxilles
- le labium.

Les mandibules sont deux lamelles allongées, aplaties et coupantes. Elles sont dentelées sur les deux tiers terminaux ,cannelées en-dessous le long de la face interne.

La réunion et l'opposition des mandibules forment un canal salivaire qui se prolonge en arrière jusqu'à l'ouverture du conduit salivaire contenu dans l'hypopharynx.

Les mandibules sont articulées avec le haut de la capsule céphalique au moyen d'un petit sclérite qui donne une grande mobilité (16).

L'hypopharynx est perforé antérieurement par le canal salivaire et s'étend sur une courte distance entre l'épipharynx et les mandibules.

Le labre-épipharynx est un appareil de soutien et un organe sensoriel.

La salive est déversée dans la plaie par les deux mandibules (M.Mitzalesco).

Pour d'autres, la réunion des mandibules et de l'épipharynx formerait le tube permettant l'aspiration.

Les maxilles sont rudimentaires et ne paraissent pas être utilisés dans la piqûre.

Le labium ou lèvre inférieure porte deux palpes labiaux allongés qui forment par leur réunion un fourreau contenant les mandibules et le labre-épipharynx.

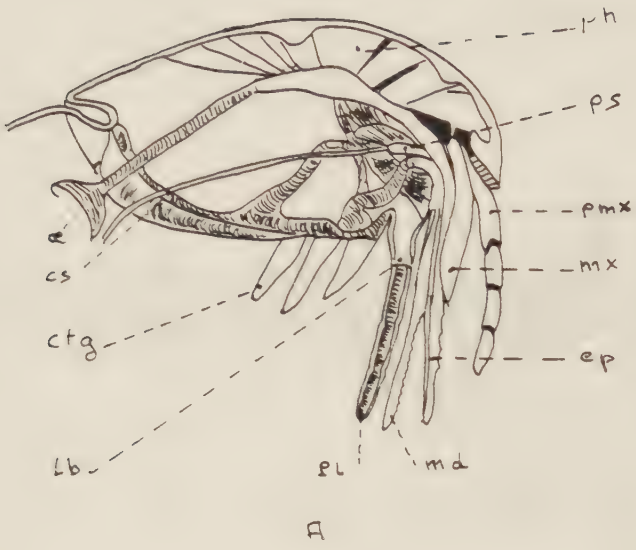


Fig 6 :

A:Coupe sagitale d'une tete de puce
B:Coupe longitudinale de la partie distale de la trompe.
C:Coupe transversale du même organe en a-b.
cs,canal salivaire; ctg,ctenidie; ep,epipharynx; lb,labium; md,mandibules; mx,maxilles; oe,oesophage; ph,pharynx; pl, palpes labiaux; pmx,palpes maxillaires, ps,pompe salivaire;
d'après P.P. Grassé.

Lors de la piqûre, la peau est attaquée par le labre et les mandibules. Les muscles de la pompe salivaire injectent la salive dans la blessure. Le pharynx aspire le sang et le repousse dans l'estomac.

&) Les antennes sont courtes, triarticulées avec un article terminal dilaté en massue.

2) LE THORAX

(16,39) - (fig. 7)

Comme chez tous les insectes, il comprend trois segments articulés entre eux.

Le prothorax porte chez certaines espèces une cténidie en région dorsale.

Le méso et le métathorax portent des appendices en forme de plaques qui sont assimilés à des ailes vestigiales.

Chaque segment est formé d'une pièce dorsale (notum ou tergite), d'une pièce ventrale (sternum ou sternite) et de deux pièces latérales (épimères).

Le thorax porte trois paires de pattes terminées par deux griffes.

La deuxième paire est plus grande que la première et plus petite que la troisième.

Cette taille croissante des pattes est une adaptation au saut.

3) L'ABDOMEN

Il est élargi, couvert d'un tégument coriace divisé en dix segments. Les différentes pièces chitineuses sont réunies par une membrane souple permettant une augmentation du volume abdominal pendant les repas sanguins.

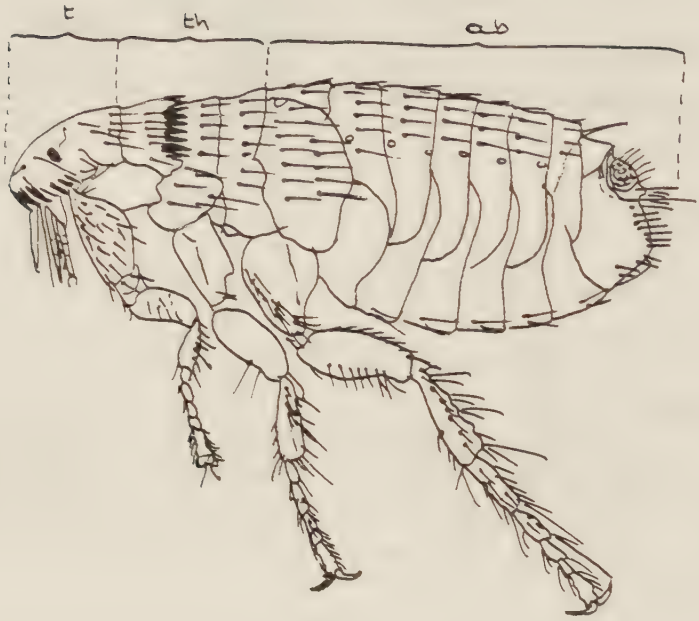


Fig 7 : Ctenocephalus felis
t, tete; th, thorax; ab, abdomen.
d'après G. Lapage.

Les stigmates sont placés de chaque côté, sur le bord antérieur des tergites.

Le tergite IX porte le pygidium, organe sensoriel formé par une plaque couverte de petits espaces clairs portant chacun un trichobothrie.

Cette plaque pygidiale s'observe dans les deux sexes.

Ces derniers tergites sont également porteurs des appendices sexuels.

- chez le mâle, le tergite IX est constitué par deux sclérites formant les forceps ou crochets génitaux, armés de soies plus ou moins longues et nombreuses,
- chez la femelle, l'orifice génital s'ouvre entre les sternites IX et X.

III. MORPHOLOGIE INTERNE DE L'ADULTE

(16, 31, 39,50)-(fig.8)

1) *APPAREIL DIGESTIF EXCRETEUR*

Le pharynx fonctionne comme une pompe permettant d'aspirer le sang de l'hôte.

L'oesophage étroit se termine par un proventricule piriforme dont les cloisons sont garnies d'une série de baguettes chitinisées, dirigées vers l'arrière. Cette disposition semble empêcher la régurgitation du contenu stomacal lorsque le pharynx est dilaté.

L'estomac distendu par le sang occupe la plus grande partie de la cavité abdominale.

L'intestin court et étroit se termine par une ampoule rectale.

Les glandes salivaires sont formées d'une paire de sacs ovoïdes placés de chaque côté du tube digestif, leur canal commun pénètre dans la pompe salivaire au niveau de la partie inférieure de l'hypopharynx.

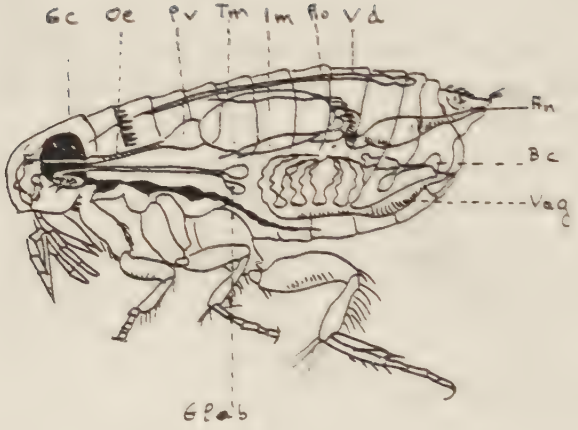


Fig 8 : Plan d'organisation d'une puce adulte.
An,anus; Ao,aorte; Bc,bourse copulatrice;
Gc,ganglions cerebroïdes; Oe,oesophage;
Pv,proventricule; Tm,tubes de Malpighi;
Im,intestin moyen; Vd,vaisseau dorsal (coeur)
Vag,vagin; Glab.glande labiale.

d'après P.P. Grassé.

Quatre tubes de Malpighi aboutissent au point de jonction de l'estomac et de l'intestin.

2) *SYSTEME NERVEUX*

Il est représenté par trois ganglions thoraciques et sept ganglions abdominaux chez la femelle alors que chez le mâle il en existe huit.

3) *SYSTEME RESPIRATOIRE*

(fig.9)

L'appareil respiratoire est constitué de trachées et de trachéoles amenant l'oxygène aux cellules. Elles sont des invaginations ectodermiques recouvertes de cuticule et qui communiquent avec l'extérieur par l'intermédiaire de dix paires de stigmates, deux paires thoraciques et huit paires abdominales. Ils sont souvent protégés par le bord postérieur des tergites.

4) *LES ORGANES REPRODUCTEURS*

(fig.10)

Chez la femelle les deux ovaires sont formés chacun de quatre à huit ovarioles.

Le vagin présente une poche copulatrice dorsale. Un organe chitineux de forme variable représente le réceptacle séminal (spermathèque).

Les organes reproducteurs du mâle sont constitués d'une paire de testicules fusiformes dont le contenu est évacué par deux canaux très fins : les canaux déférents. Ces derniers se réunissent pour former un conduit unique s'ouvrant sur une petite vésicule séminale. Le canal éjaculateur est associé à un système copulateur externe complexe.

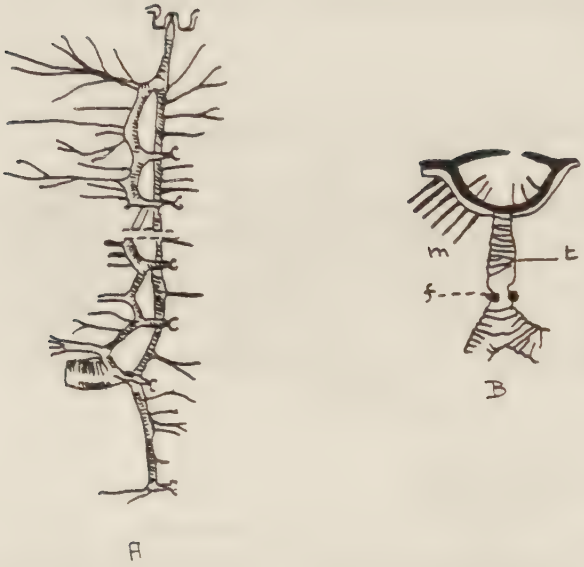


Fig 9 : A:Troncs trachéens lateraux chez l'imago.
B:Coupe longitudinale d'un stigmate abdominal.
f,appareil d'occlusion du stigmate; m,muscles;
t,trachée.

d'après P.P. Grassé.

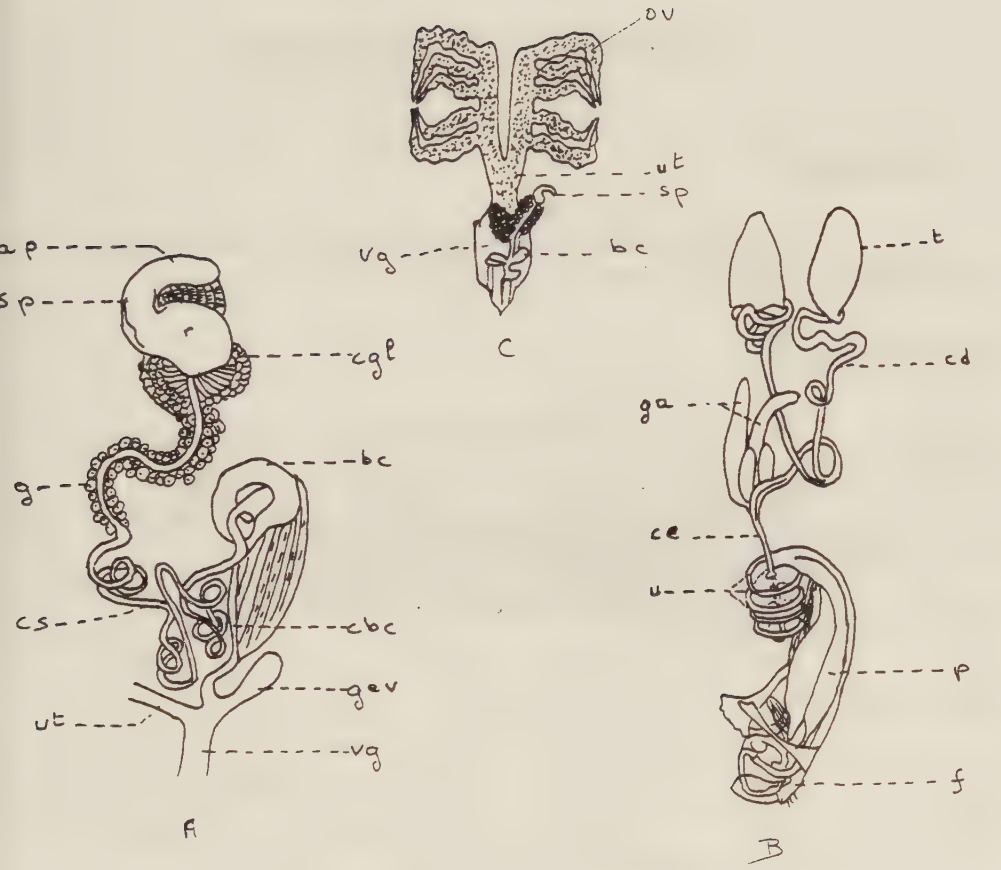


Fig IO :

A;C:appareil genital femelle .C:spermatheque et ses dependances.
B:appareil génital mâle.
ap,appendice de la spermathèque; bc,bourse copulatrice; cbc,canal de la bourse copulatrice; cd,canal déférent; ce,canal ejaculateur; cgl,cellules glandulaires; cs,canal de la spermathèque; f,forceps; g,glandes du canal de la spermathèque; ga,glandes accessoires; gev, glande vaginale; ov,ovaire; p,pénis; sp,spermathèque;t,testicule; u,ureteres; ut,utérus; vg,vagin.

d'après P.P. Grassé.

IV. REPRODUCTION ET DEVELOPPEMENT

(6,16, 23, 24, 50)

1) ACCOUPLEMENT

Le mâle se place sous la femelle et peut, dans certains cas, maintenir celle-ci à l'aide des antennes.

2) PONTE DES OEUFS

La puce du chien (Cténocephalus canis) femelle se place au sommet d'un poil, et laisse tomber les oeufs sur le sol (50).

Pour d'autres espèces, les oeufs sont projetés sur une distance de un à plusieurs centimètres.

La femelle pondrait une centaine d'oeufs en plusieurs pontes de dix oeufs (16).

Pour d'autres auteurs, la femelle pond de deux à cinq oeufs par jour pendant plusieurs mois (6,39).

Les oeufs sont ovoïdes, à coque lisse, blanchâtre, mesurant de 0,5 à 0,8 mm (50). Ils s'accumulent dans et près des endroits où se réfugie l'animal parasité : couvertures, fentes de planchers, litières etc... endroits propices au développement des larves.

3) LES LARVES

(fig.11)

Au bout de 3 à 10 jours (16) selon la température (2 à 5 jours à 25°C) et l'humidité, les oeufs donnent naissance à des larves vermiformes, apodes, très mobiles, mesurant de 2 à 4 mm.

La tête est chitinisée, prognathe, elle porte une épine frontale destinée à percer la coque de l'oeuf lors de l'éclosion.

Les antennes sont triarticulées, les yeux rudimentaires ou nuls, les pièces buccales sont adaptées à la mastication et se composent:

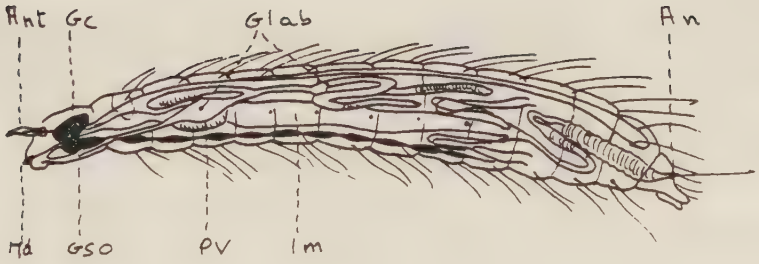


Fig II :

Plan d'organisation d'une larve.
Ant,antenne; An,anus; Gc,ganglions cérébroïdes;
Gso,ganglion sous-oesophagien; Glab,glandes labiales;
Im,intestin moyen; Md,mandibules; Pv,proventricule.

d'après P.P. Grassé.

- de mandibules triangulaires dentées,
- les maxilles sont des plaques dentées ou terminées par des soies agglomérées en brosse
- les palpes maxillaires sont bi articulés,
- les palpes labiaux, uniarticulés, sont terminés par de fortes soies.

L'abdomen est composé de 9 à 10 segments portant à leur bord inférieur de longues soies dirigées en arrière. Le dernier segment se termine par deux appendices charnus, arqués et divergents, qui avec les soies favorisent la reptation. La larve est très mobile.

Son système respiratoire est trachéen.

Les glandes salivaires sont plus développées que celles de l'imago.

L'appareil génital n'est représenté que par deux ébauches de gonades.

Le développement de la larve nécessite une certaine humidité et température (degré hygrométrique : 80% et 26,6°C)(12).

Elles se nourrissent de débris divers, surtout de particules organiques et de déjections (absorption d'oeufs de Dipylidium) qu'elles trouvent dans les fentes de planchers ou dans la litière de l'hôte. Chez quelques espèces, elles absorbent le sang rejeté par les imagos.

Après une première mue la larve perd son appendice frontal et augmente de volume pour atteindre 4 mm de long.

Parvenue à sa taille maximale, elle vide son tube digestif et devient blanche. Peu active, elle cherche un endroit favorable pour tisser son cocon dans lequel elle est repliée en deux (6).

4) NYMPHE ET ECLOSION DE L'IMAGO

(16, 24, 39)

Dans son cocon, la larve mue et se transforme en une nymphe hexapode de couleur blanche au début.

On peut déjà distinguer le sexe :

- le mâle a le dos concave et l'abdomen terminé par deux pointes (39)

-la femelle, plus grande, a le dos convexe et l'abdomen terminé par une seule pointe (39).

La nymphe brunit et du 11e au 20e jour suivant la saison elle se transforme en imago (16).

Le temps nécessaire à la formation d'un adulte est variable selon les auteurs :

- BRUMPT (6) indique un délai de 7 à 754 jours en fonction de la température
- DUBOURDIEU (12) précise qu'il faut de 2 à 10 jours à 26,6°C et à 95% d'humidité relative pour obtenir un imago.

Une fois formée, la puce adulte peut rester assez longtemps dans le cocon (59). L'éclosion est provoquée par une excitation mécanique externe (59).

Le frottement de l'hôte, son déplacement, les vibrations produites par la marche d'un animal ou de l'homme, peuvent être la cause d'une éclosion massive en très peu de temps (16).

La puce découpe alors le cocon dans sa partie antérieure avec son appendice frontal. Les mouvements de l'insecte déchirent la paroi d'un bout à l'autre d'une façon irrégulière.

Cycle de développement de la puce:(fig. 12).

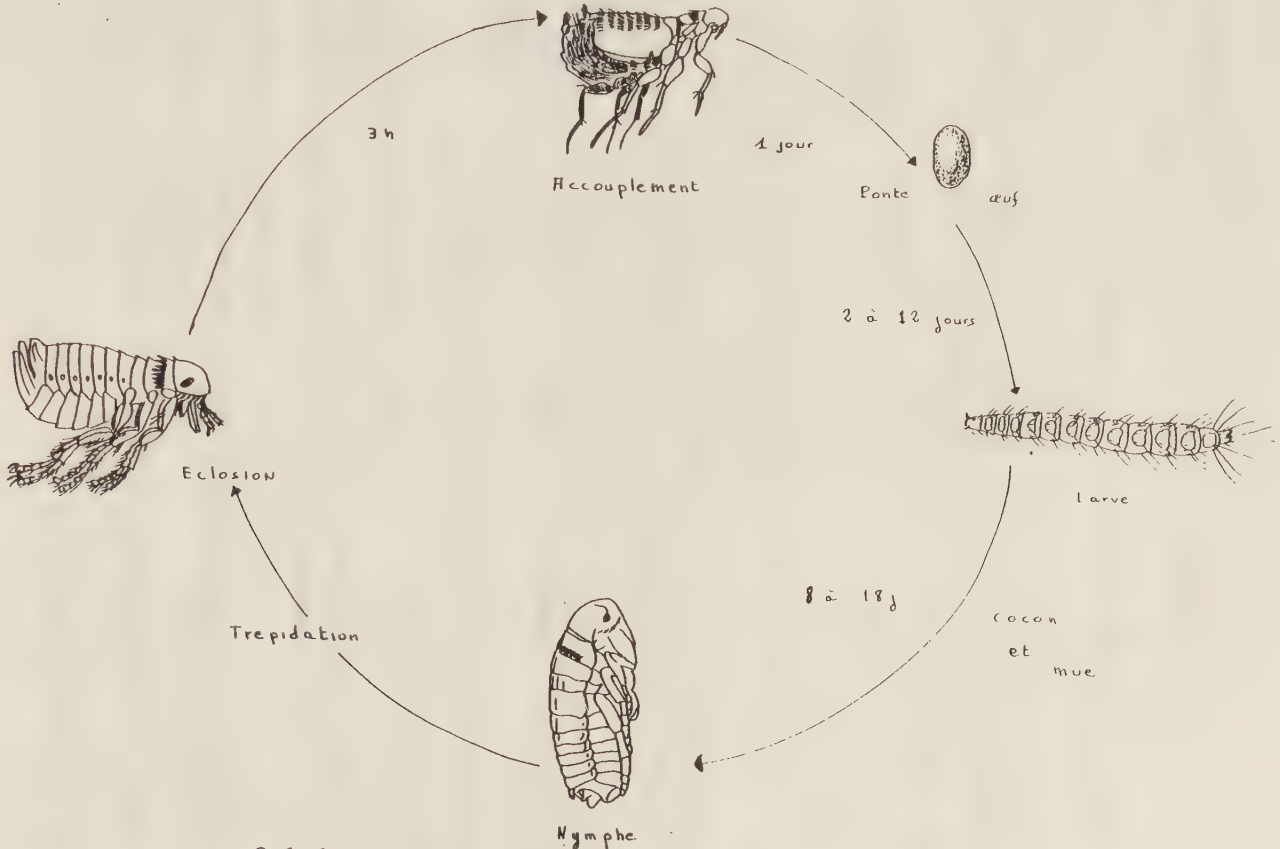
5) L'IMAGO

(6, 9, 16, 50)

L'adulte de Cténocéphalus canis mesure 2 mm pour le mâle et 3mm pour la femelle. Les puces présentent une activité saisonnière en rapport avec les périodes d'activité de l'hôte : elles entrent en hibernation si l'hôte présente cette particularité biologique (6).

Pour Ctenocéphalus canis et felis seule la température ambiante intervient.

REMARQUE : la puce du lapin S.cuniculi se reproduit en fonction du cycle ovarien de la lapine et du taux d'hormones circulant.



Cycle de reproduction de Cténocephalus canis

Fig. 12 (d'après P.P.Grassé)

La durée de vie des puces est variable selon l'espèce et les conditions de vie.

D'après BASCOT : Pulex irritans (puce de l'homme) peut vivre 570 jours.

GALOFF et TOFF (1927) (39) indiquent que Ceratophyllus (puce des oiseaux) peut vivre de 5 à 396 jours selon la température et l'état de nutrition.

NOURRI		SANS NOURRITURE
358 jours	entre o et 15°C	396 jours
204 jours	entre 14 et 23°C	
	entre 18 et 20°C	90 jours
28 jours	à 37°C	5 jours

TABLEAU N°1

Pour Ctenocephalus canis et Ctenocephalus felis BASCOT indique 234 jours pour un adulte nourri.

La longévité augmente avec la diminution de la température.

Dans notre élevage, nous avons remarqué que la vie des puces adultes, sans nourriture et à 25°C, ne dépassait pas un mois.

Après leur naissance, les puces se réfugient dans les fentes des planchers, sous les tapis, dans les niches à chiens.

Les puces prolifèrent sur les animaux malades, vieux ou bien sur les femelles nourrissant leurs petits. En effet, dans les cas présents, nous pouvons avoir le cycle complet du parasite. L'animal reste en contact permanent avec sa litière. Il se réinfeste lors de la naissance des puces provenant des larves qui ont trouvé toute la nourriture nécessaire, sous forme de débris organiques, dans la litière. De plus, ces animaux diminués physiquement ou bien trop jeunes ne détruisent qu'une faible fraction de leurs parasites.

Chez le chat, le parasitisme continu est souvent de règle. Tous les stades du cycle de reproduction se trouvent sur le tégument de l'animal.

Dans les terriers des mammifères sauvages (renard, blaireau, rongeurs etc....) les puces peuvent rester longtemps à jeun dans l'attente de l'hôte régulier.

Les puces adultes sont capables de sauts importants : plus de 20 cm en hauteur et près de 40 cm en longueur. Cela leur permet de passer facilement d'un animal à l'autre.

Sur le sol leur déplacement, autre que le saut, est réduit. Elles préfèrent le transport passif par animal.

Les aphaniptères ont une héliotropie négative et un thermotropisme positif. A la mort de leur hôte, ils l'abandonnent dès qu'il se refroidit.

Habituellement, les puces sont inféodées à un hôte spécifique. Cependant, en l'absence de ce dernier, elles peuvent effectuer leur repas sur un hôte provisoire. Exceptionnellement, les puces affamées piquent des insectes à tégument mou (chenille) (16).

Ainsi elles sont capables de survivre mais ne peuvent procréer.

Les puces adultes des deux sexes sont hématophages. Ce repas sanguin est indispensable à la fertilité des oeufs.

Les puces ne digèrent et n'assimilent qu'une fraction du sang ingéré. Le sang éliminé et les déjections visibles dans le pelage des animaux atteints de pulicose renferment de l'hémoglobine qui assure un aliment complet aux larves en plus des débris organiques. Le tube digestif des larves est ainsi souvent teinté en rouge. Ce qui avait fait penser aux auteurs anciens (23) que les puces adultes nourrissaient les larves en régurgitant du sang de leur cavité buccale.

La présence de cet ectoparasite hématophage entraîne des désagréments plus ou moins importants à son hôte. Ce rôle pathogène des puces va maintenant être abordé.

V. RÔLE PATHOGÈNE DES APHANIPTÈRES

Nous allons envisager les possibilités de transmission de certaines maladies dans le rôle pathogène indirect et nous décrirons, les réactions produites par la piqûre de l'insecte dans le rôle pathogène direct.

1) ROLE PATHOGENE INDIRECT

Il s'agit de la transmission d'agents pathogènes lors de la piqûre, pouvant provoquer des maladies infectieuses ou parasitaires.

Chez certains aphaniptères, vecteurs d'organismes pathogènes, au cours de la succion le tube digestif peut être bloqué par une masse formée par la multiplication rapide de certains bacilles (ex: peste). Le sang absorbé ne pénètre plus dans l'estomac. " Les efforts que fait l'insecte pour se dégager des parcelles du caillot proventriculaire font qu'elles sont régurgitées lors de la piqûre " (16).

De plus, pendant la succion toutes les puces peuvent expulser du sang frais par l'anus. Ce sang peut être virulent (brucellose, myxomatose). Ainsi, le typhus murin, la tularémie et la peste peuvent être transmis de cette façon.

Des parasites et des flagelles sont également transmis par les puces.

Ctenocephalus canis peut être l'hôte intermédiaire de Dirofilaria immitis et l'inoculer au chien.

La puce est aussi l'hôte intermédiaire d'un cestode : Dipylidium caninum. Les larves coprophages s'infestent en absorbant des oeufs du plathelminthe présent dans les excréments et les litières des chiens parasités. Les oeufs évoluent en cysticercoïdes chez la larve de puce. Le chien s'infeste lors de l'ingestion de puces adultes issues de ces larves.

2) *ROLE PATHOGENE DIRECT*

(9,26).

Ce rôle est lié à l'action phlogogène de la piqûre et à la spoliation sanguine.

a) TROUBLES LOCAUX

Lors de la piqûre les pièces buccales traversent l'épiderme et les couches superficielles du derme. La succion du sang a lieu au niveau des capillaires du derme superficiel.

La salive renferme de l'histamine, les sécrétions buccales de l'insecte se trouvent alors déposées le long du trajet intra-épidermique et intra-dermique et surtout à l'intérieur des capillaires sanguins.

Le traumatisme de la piqûre provoque des phénomènes inflammatoires par destruction cellulaire, libérant des substances histaminiques polypeptidiques (bradykinine) et de l'histamine. Elle s'ajoute à l'histamine salivaire pour provoquer des modifications vasculaires et amplifier la réaction inflammatoire.

Il en résulte la formation d'une papule centrée sur le point de la piqûre, entourée d'une zone d'ischémie blanchâtre, puis d'une zone inflammatoire érythémateuse.

Ces papules évoluent normalement vers une diminution du phénomène, puis vers une disparition complète. Mais quelquefois, elles peuvent persister après induration et constituer un granulome.

Un prurit plus ou moins intense selon l'animal accompagne ce phénomène inflammatoire et aboutit à des lésions de grattage qui dans certains cas peuvent se surinfecter.

b) TROUBLES GENERAUX

Un prurit intense peut être à l'origine de l'affaiblissement de l'animal. Cela peut être aggravé par la spoliation sanguine et les possibilités de surinfection.

c) TROUBLES D'HYPERSENSIBILITE

(9)

Au début,l'érythème cutané reste peu intense pendant quelques jours et semble parfaitement toléré par l'animal. Très vite il y a une intensification de la réaction tégumentaire dans les zones de localisation préférentielles des puces qui chez le chien sont :

- région dorso-lombaire,
- face interne des cuisses,
- abdomen.

Chez le mâle : zone en avant du fourreau et de l'ombilic.

Des papules apparaissent, ce qui correspond à une infiltration de l'épiderme et du derme superficiel par des cellules inflammatoires et du liquide d'oedème. Le prurit est intense. Le grattage entraîne des excoriations puis une surinfection. En une ou deux semaines nous aboutissons à une pyodermite aiguë, parfois sous crustacée.

Ces troubles d'hypersensibilité sont dûs aux propriétés allergisantes de certaines substances de la salive, injectées par l'insecte, lors de la piqûre.

Expérimentalement,ce sont les sécrétions salivaires qui sont responsables de ce phénomène, les excrétions ne jouent aucun rôle (9).

La substance responsable est un haptène. Au moment de la pénétration des pièces buccales dans le derme superficiel et l'épiderme, l'haptène antigène incomplet de faible poids moléculaire est libéré. Il se conjugue alors avec une substance du tégument (vraisemblablement une protéine à fort poids moléculaire) pour donner un antigène actif.

Ces antigènes actifs déterminent la formation d'anticorps circulants, transmissibles expérimentalement par le sérum, et responsables du phénomène d'hypersensibilité immédiate et d'anticorps tissulaires (cellules lymphoïdes) responsables de l'hypersensibilité retardée sans libération d'histamine.

Lors d'une nouvelle piqûre la formation de complexe immun aggrave les réactions primaires et entraîne une dégranulation enzymatique des basophiles et des mastocytes. Cette dernière libère des amines

agissant sur les vaisseaux en provoquant une augmentation de la perméabilité des capillaires. Nous avons alors une importante vasodilatation.

Les réactions d'hypersensibilité retardée apparaissent dans les 24 heures qui suivent la 2e piqûre et persistent quelques heures à quelques jours.

Pendant une certaine période d'environ 60-90 jours d'évolution (9) les deux réactions de type retardé et de type immédiat coexistent. A ce stade le tégument subit des transformations histologiques importantes. Macroscopiquement le tégument est épaissi, grossièrement plissé, surtout en région dorso-lombaire et à la base de la queue.

L'hypertrophie tégumentaire s'accompagne d'un mauvais état du pelage qui devient clairsemé, sec et cassant.

Une hyperpigmentation apparaît plus ou moins accentuée en rapport avec le sujet et la durée de la dermite.

De nouvelles piqûres de puces entraînent une dermite aiguë en moins d'une heure avec exosérose épidermique, accompagnée d'un prurit très violent.

Au bout de quelques semaines à quelques mois la réactivité cutanée diminue, et devient moins explosive. Ensuite, l'animal tolère les puces qui ne provoquent qu'un érythème léger et des papules isolées correspondant aux repas sanguins. Seul un léger grattage persiste.

Expérimentalement, on obtient une désensibilisation par extraits salivaires de puces en intra-dermo à des doses croissantes. Cette désensibilisation peut être de plusieurs semaines à plusieurs mois. Mais il existe des difficultés techniques pour obtenir l'extrait salivaire.

TRAITEMENT

Tout d'abord, il faut éliminer les puces : insecticides,

Les corticoïdes permettent de soulager le prurit, mais le traitement ne doit pas être prolongé . (Exemple : 2,5mg de prednisolone 2 fois par jour pendant 2 semaines)

D'autres corticoïdes peuvent être employés : dexamethasone, flumethasone ....

Le traitement local n'est effectué que si la peau est infectée.

(Exemple : pommades : néomycine, corticostéroïdes.)

L'antibiothérapie par voie générale peut également être envisagée.

Les antihistaminiques ne sont utilisables que pour l'hypersensibilité de type immédiat.

Deuxième Partie

LUTTE CONTRE LES PUCES

Etant donné les désagréments provoqués par les puces il est intéressant de chercher des moyens efficaces et simples de les détruire.

Parmi les moyens chimiques il existe de nombreux insecticides. Seuls les insecticides entrant dans la composition des colliers insecticides seront étudiés d'une façon plus détaillée.

I. LES INSECTICIDES (10)

Les insecticides peuvent être regroupés en trois grandes catégories :

- les insecticides non organiques :
  l'arseniate de plomb, les produits fluorés etc...
  très toxiques pour les animaux, ne sont pas utilisés dans la lutte contre les puces

- les insecticides d'origine végétale
- les insecticides organiques de synthèse.

Il ne s'agit pas bien sûr d'envisager tous les insecticides existant actuellement sur le marché, mais de citer brièvement les principaux :Surtout dans le but de mieux situer les organophosphorés, principes actifs des colliers insecticides.

1) LES INSECTICIDES D'ORIGINE VEGETALE

Les propriétés insecticides de certains végétaux sont connues depuis très longtemps.

Certains sont très actifs et ne présenteraient pas les inconvénients des insecticides de synthèse (résistances acquises, toxicité etc...)

a) LA NICOTINE

Elle est extraite du tabac, mais très toxique pour les mammifères, elle est surtout employée contre les parasites des végétaux.

b) LES PYRETHRES

Les pyrèthres sont extraits de végétaux appartenant à la famille des composées et au sous genre : Pyrethrum du genre chrysenthemum.

Les substances actives sont contenues dans les fleurs au moment de leur épanouissement.

Le pyrèthre est très peu toxique pour les animaux homéothermes et a un effet très rapide mais fugace sur les insectes (effet de choc ou effet knock down), car ces substances sont métabolisées dans l'organisme de l'insecte.

c) LA ROTENONE

Extraite de papilionacées, elle est inoffensive pour les animaux à sang chaud. En revanche, administrée per os, elle est très toxique pour les animaux à sang froid.

3) LES INSECTICIDES ORGANIQUES DE SYNTHESE

Mis au point à partir de 1939, ils sont les plus nombreux et nous intéressent plus particulièrement car certains constituent les principes actifs des colliers insecticides.

a) LES PYRETHRES DE SYNTHESE

Les pyrèthres naturels sont d'un prix de revient élevé et de plus sont instables à la lumière.

D'où la recherche d'un pyrèthre de synthèse qui garderait l'efficacité des pyrèthres naturels mais qui n'en aurait pas les inconvénients.

Les premiers synthétisés sont l'alléthrine par SCHECHTER en 1949 et la cisméthrine et la bioresmethrine par ELLIOTT en 1967. Toutefois ces produits perdent leur activité sous l'influence de l'irradiation U.V.

En 1973, ELLIOTT synthétise le N.R.D.C ou perméthrine qui résiste mieux aux rayons U.V.

Ces pyrèthres de synthèse, comme les pyrèthres naturels, ne sont pas dangereux pour les mammifères.

b) LES INSECTICIDES ORGANOCHLORES

D.D.T

Synthétisé en 1874, ses propriétés insecticides ne sont découvertes qu'en 1939 par P.MULLER (prix Nobel.1948).

Il est utilisé en 1943 dans l'armée américaine contre les poux.

C'est un insecticide très rémanent : des mouches sont tuées pendant 3 mois par simple contact avec un mur imprégné de D.D.T.

Très toxique chez le chat et les jeunes animaux, il provoque des désordres nerveux

Sa toxicité pour l'homme est faible mais il s'accumule dans tous les organes et en particulier dans le tissu adipeux (soluble dans les graisses).

On le retrouve dans les aliments par l'intermédiaire des animaux traités ou de l'herbe et végétaux traités, consommés par ces animaux.

L'accumulation du D.D.T. dans les oeufs d'oiseaux sauvages entraîne leur stérilité. Actuellement son utilisation est interdite.

H.C.H

Seul l'isomère gamma possède des propriétés insecticides et porte le nom de lindane.

Insecticide de contact, presque tous les arthropodes sont sensibles au lindane. Il est moins toxique que le D.D.T. et ne s'accumule pas dans l'organisme.

c) LES INSECTICIDES ORGANOPHOSPHORES

Dérivant des gaz de combat ils ont été mis au point en Allemagne pendant la 2eme Guerre Mondiale.

Nous pouvons les classer en deux groupes suivant leur mode de pénétration.

. LES EXOTHERAPIQUES ou insecticides externes qui pénètrent directement l'organisme des insectes par des voies diverses.

. LES ENDOTHERAPIQUES ou systémiques . Ils pénètrent dans les végétaux et circulent avec la sève. Ils rendent les végétaux toxiques pour les insectes qui les consomment.

Seul le premier groupe nous intéresse ici.

Tous sont très toxiques pour l'homme, les animaux à sang chaud, les poissons etc...

Le parathion a été le premier produit fabriqué . C'est le plus polyvalent mais aussi le plus toxique pour les vertébrés.

Les organophosphorés entrant dans la composition des colliers insecticides seront étudiés plus en détail.

d) LES CARBAMATES

Le sévin : il possède une grande rémanence. Son étude sera envisagée avec celle des principes actifs des colliers insecticides.

Ces insecticides permettant de lutter contre les puces utilisent divers supports :

- bains ou lotions préparées à base de lindane, de roténone ou de diazinon
- poudres renfermant du lindane, pyréthre, carbaryl, trichlorfon, malathion etc...
- comprimés de trichlorfon. Leur utilisation reste expérimentale, car l'animal doit ingérer une quantité importante de principe actif pour obtenir une activité insecticide (36).
- les sprays : sévin, pyréthrines, malathion, lindane etc....

Pour avoir une efficacité durable ces produits doivent être employés dans des délais compatibles avec leur rémanence, leur toxicité, les cycles du parasite.

Les colliers insecticides, par leur efficacité continue durant le port du collier, évitent les traitements périodiques de l'animal.

II. LES COLLIERS INSECTICIDES

(26,27,33, 36, 37,40, 42, 56, 57,60).

HISTORIQUE

" Au cours des années 1965.1966, à l'occasion de recherches sur les coplastifiants du chlorure de polyvinyle (P.V.C.), les chercheurs de Shell Chemical Company mirent en évidence la propriété du dichlorvos de stabiliser transitoirement la polymérisation du P.V.C.

Au même moment, des entomologistes observèrent l'activité insecticide du complexe ainsi formé.

Lorsque les évaporateurs insecticides basés sur ce système furent commercialisés, un fabricant américain de colliers pour chien, conçut des colliers plastiques en fixant une boucle métallique sur une

lanière découpée dans une plaquette insecticide.

L'étude chimique eut lieu en 1966 à l'université d'Athens (Georgie). Ce produit fut commercialisé avec grand succès, tant auprès des vétérinaires que du grand public " (36).

Ce marché qui était de 20 millions de colliers en 1970, a atteint près de 100 000 millions en 1980. Ce succès encouragea les chercheurs à mettre au point d'autres colliers à activité insecticide.

Parmi les autres principes actifs utilisés, on peut citer: le diazinon, le propoxur, le sévin et le tétrachlorvinphos.

Les colliers insecticides exercent leur action insecticide en libérant le principe actif temporairement lié à la trame de P.V.C. Cette libération insecticide crée un micro-climat insecticide dans la toison du chien.

1) LE SUPPORT

Les colliers insecticides sont réalisés dans une bande étroite d'une cinquantaine de centimètres de long en P.V.C. (48cm x 0,3cm x 0,5cm).

A cette bande de P.V.C. est ajoutée une boucle de fermeture permettant le maintien du collier autour du cou du chien.

Les colliers sont enfermés dans des sachets étanches dont la paroi est réalisée par superposition d'une feuille de matière plastique, d'une feuille d'aluminium et d'une feuille de papier Kraft à l'extérieur. Cet emballage permet de stocker les colliers pendant plusieurs mois (de 6 à 18 mois).

La trame de P.V.C. renferme le principe actif qui est libéré peu à peu. L'insecticide joue le rôle d'un agent plastifiant de " mauvaise qualité ". De ce fait, il a tendance à être rejeté progressivement par la trame plastique : cas du dichlorvos et du diazinon qui sont liquides à la température ordinaire (20°C).

Pour les principes actifs qui se présentent sous forme de poudre le rejet du principe actif se fait par équilibre des phases. Le principe actif migre de l'intérieur de la trame du collier à la surface

et il s'établit un équilibre de phase entre les deux. Ceci pour le propoxur, sevin et tétrachlorvinphos.

Au fur et à mesure de la diffusion du principe actif de surface, celui de l'intérieur migre vers l'extérieur pour rétablir l'équilibre.

Le collier diffuse ainsi une quantité régulière de principe actif jusqu'à épuisement de ce dernier.

La durée de diffusion serait de 3 à 4 mois selon les fabricants.

Mais nous verrons, dans la partie expérimentale, qu'après 2 mois d'utilisation une nette diminution de l'efficacité se produit.

2) *LES PRINCIPES ACTIFS*

Les principes actifs des colliers testés sont :

- des organophosphorés

  . dichlorvos : 9% composant inerte P.V.C. : 91 %
  . diazinon : 15% : 85 %
  . tétrachlorvinphos : 10% : 90 %

- des carbamates

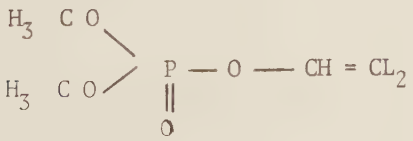
  . sevin : 12% composant inerte P.V.C. : 88 %
  . propoxur : 9,4 % : 90,6 %

A) PROPRIETES PHYSIQUES ET CHIMIQUES

a) Formules

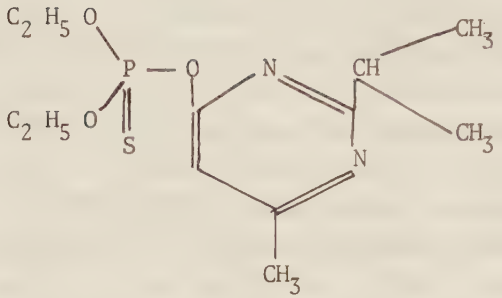
..DICHLORVOS

phosphate de (2,2 dichlorovinyle) et de diméthyle



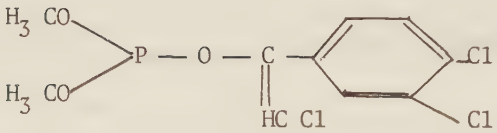
. DIAZINON

thiophosphate de O,O diethyle et d'O (isopropyl 2 methyl 6 pyrimidyle 4)



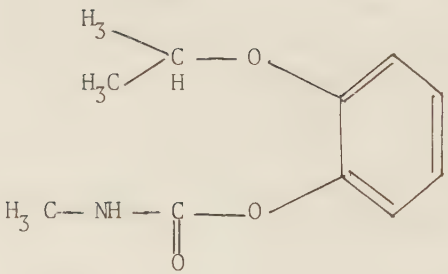
. TETRACHLORVINPHOS

phosphate de (chloro 2 (trichloro 2,4,5 phényl) 1 vinyle) et de diméthyle.



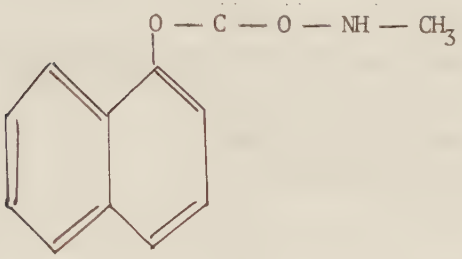
.PROPOXUR

N.methyl carbamate d'isopropoxy 2 phényle



.SEVIN

1 N aphthyl methyl carbamate



b) Propriétés physico-chimiques

. DICHLORVOS

- liquide incolore ou ambré à 25°C
  odeur caractéristique
- poids moléculaire : 220,98
- pression de vapeur : 0,296 mm à 60°C
  0,032 mm de Hg à 32°C
- solubilité : soluble dans tous les solvants hydrocarbonés et chlorés (même à -18°C)
- stabilité : hydrolyse facile en milieu aqueux, surtout en solution basique

. DIAZINON

- liquide brun, légère odeur aliacée
- poids moléculaire : 304,36
- pression de vapeur : $4,4 \times 10^{-4}$ mm de Hg à 20°C
  $1,1 \times 10^{-3}$ " à 40°C
  volatilité à 20°C : 2,4 mg/m3.
- solubilité : dans l'eau à 20°C : 0, 004 %
- stabilité : plus stable en solution alcaline qu'en milieu neutre ou acide.

.TETRACHLORVINPHOS

- poudre blanche
- poids moléculaire : 365,95
- pression de vapeur : 4,2 $x10^{-8}$ mm de Hg à 20°C
- solubilité : peu soluble dans les solvants organiques et dans les milieux neutres ou basiques
  dans l'eau à 20°C : 11 ppm
- stabilité : instable en solution basique
- point de fusion : 94-97°C.

. PROPOXUR

- poudre blanche
- poids moléculaire : 209,24
- pression de vapeur :
- solubilité : soluble dans la plupart des solvants polaires
  dans l'eau : 0, 1%
  0,2 % à 25%
- stabilité : instable dans un milieu très alcalin
- point de fusion : 91°C.

. SEVIN

- poudre blanche inodore
- poids moléculaire : 201,22
- pression de vapeur : 5 x 10^{-3} mm de Hg à 26°C.
- solubilité : dans l'eau à 30°C, 40 ppm
- stabilité : hydrolyse si la solution a un pH supérieur à 9
  grande stabilité à la lumière, à l'acide
- point de fusion : 142-145°C.
  point de destruction : 193°C.

B) PROPRIETES BIOLOGIQUES

a) DL_{50}

- Chez le rat

	voie orale	voie cutanée
Dichlorvos	70 mg/kg	-
Diazinon	-	900 mg/kg
Tétrachlorvinphos	4000 mg/kg	1000 mg/kg
Propoxur	83 mg/kg	-
Sevin	600 mg/kg	sup. à 5000 mg/kg.

b) Absorption- Elimination

. DICHLORVOS (26)

Il présente une bonne absorption trans-cutanée par sa solubilité dans les lipides. Ingéré,sa résorption digestive est rapide, ensuite il est dégradé au niveau du foie. Il n'y a pas d'accumulation dans les tissus de l'organisme. Il s'élimine rapidement et de façon importante dans les fèces et dans l'urine. La concentration maximale dans les reins s'observe vers 6-24 h et 3 % du dichlorvos sont éliminés en nature.

Par inhalation ou par voie trans-cutanée 10% de la dose sont éliminés en nature.

La dégradation par le foie se fait par le mécanisme d'hydrolyse enzymatique favorisée par les estérases et conduit à la formation de diméthyl et de mono-méthyl-phosphates ou dérivés "O analogues " les plus toxiques et à des métabolites mineurs dichlorés atoxiques qui sont éliminés par glycurono-conjugaison.

. DIAZINON (19, 36, 41)

Le diazinon pénètre facilement par les voies orale , pulmonaire et trans-cutanée . La diffusion est rapide et totale dans l'organisme en quelques minutes.

Le diazinon est dégradé par un système enzymatique présent en abondance dans les microsomes et mitochondries des cellules hépatiques.

Il existe deux voies de dégradation :

1) oxydation du diazinon en diazoxon par substitution de l'atome de soufre par un atome d'oxygène. Le diazoxon est plus toxique mais plus facilement dégradable. Ce dernier, sous l'influence de diverses hydrolyses est scindé en fraction acide diethyl phosphorique et en un groupement pyrimidique qui sera ensuite hydrolysé.

2) hydrolyse directe : la fraction acide diéthyl phosphorique et le groupement pyrimidique sont obtenus sans formation du diazoxon.

NB : chez les insectes, l'hydrolyse n'a pas lieu, ce qui explique la sélectivité de ce corps.

L'élimination urinaire du diazinon chez le chien s'effectue rapidement: en 24 heures élimination à 85% de la dose initiale.

. TETRACHLORVINPHOS (34,60)

La pénétration cutanée du tétrachlorvinphos est intensifiée par le xylène.

L'hydrolyse du tétrachlorvinphos donne des produits plus facilement dégradables.

D'une façon générale, les transformations métaboliques subies par les insecticides organophosphorés, peuvent se diviser en deux groupes :

- 1 - Les réactions d'hydrolyse de la molécule originale en composés moins toxiques (hydrolyse directe ou indirecte)
- 2 - Des réactions initialement oxydatives, transformant la molécule en produits neutres conservant un certain degré de toxicité.

Les plus étudiées et les plus connues sont les premières Les deuxièmes moins connues sont pourtant du point de vue toxicologique très importantes.

Chaque système enzymatique permet aux mammifères de neutraliser ces composés.

NB : chez les insectes ces enzymes sont soit à très faible taux soit absents. Ce qui expliquerait une certaine sélectivité de ces substances.

. CARBAMATES : PROPOXUR et SEVIN (27)

La pénétration cutanée du propoxur est faible. Elle se fait essentiellement par voie digestive (ingestion, léchage des poils et de la peau) et par voie respiratoire.

Les carbamates se fixent dans les tissus graisseux, mais leur taux d'élimination est élevé, ce qui explique le faible taux résiduel observé dans les différents organes.

Le tube digestif et le rein sont les deux principales voies d'élimination, mais il existe également une élimination pulmonaire et mammaire.

Le tube digestif permet même d'éliminer les carbamates non ingérés. Par le système vasculaire, ils parviennent au foie, passent dans la bile puis dans le tube digestif.

Les poumons sont également une voie d'élimination importante. Chez le rat, en 48h, 31% de la dose initiale de carbamate sont éliminés sous forme de CO_2 au niveau des poumons, 60 % passent dans les urines

Dégradation des carbamates

1) hydrolyse :

Elle est importante chez les vertébrés, peu développée chez les insectes.

Avec les carbamates dérivés du phényl (propoxur) on obtient par dégradation du phénol et de l'acide méthylcarbamique instable qui se transforme en acide carbonique et en méthylamine.

Avec les carbamates dérivés du naphtyle (sevin) on obtient par dégradation du naphtol et de la méthylamine qui se décompose en formaldéhyde et autres formiques et CO_2.

Le naphtol donne des dérivés conjugués :

- sulfate de 1 naphtyle
- sulfate de 2 hydroxynaphtyle

- gluconate de 1 naphtyle.

2) hydroxydation des cycles benzéniques :

Le propoxur (Baygon) donne, par dégradation, chez le rat, 11 métabolites organo-solubles dont :

- le N.hydroxyl Baygon
- le 4. isopropoxyl phénol
- le 4.hydroxy Baygon
- le 5.hydroxy Baygon.

Chez la mouche le métabolite essentiel est le dérivé 5.hydroxy Baygon.

D'autres voies de dégradation existent :

- 3.N.dealkylation
- 3.O.dealkylation
- 5.S.dealkylation.

Ainsi, il existe plusieurs voies de dégradation biologique des carbamates .

En fait, malgré la prédominance d'une transformation, plusieurs voies interviennent dans le processus de détoxication.

Les variations qualitatives et quantitatives dépendent à la fois du composé, de l'espèce et de l'organe où se réalise la transformation.

Les transformations métaboliques des carbamates ne sont pas toujours des réactions de détoxication. Parfois, au contraire, les métabolites formés sont toxiques.

Heureusement, la toxicité de ces produits formés en petite quantité est, elle, moindre que celle du produit initial.

III. MODE D'ACTION DES INSECTICIDES

Les insecticides organophosphorés et les carbamates agissent par inhibition des cholinestérases.

Nous allons donc brièvement rappeler l'importance des cholinestérases dans le phénomène de la conduction nerveuse. Tout d'abord étudié chez les mammifères, car mieux connu - nous verrons, ensuite, les différences pouvant exister chez les insectes.

A) CHEZ LES MAMMIFERES

1°) RAPPELS SUR LES CHOLINESTERASES (10, 26, 27).

La transmission de l'influx nerveux de cellule nerveuse à cellule nerveuse s'effectue au niveau des synapses de type axodendritique ou de type axosomatique.

Il existe également des synapses myoneurales : jonction d'un neurone avec un muscle.

Au niveau des synapses du premier neurone, les vésicules d'acétylcholine sont libérées lors de l'arrivée de l'influx nerveux. Cet acétylcholine excite le neurone suivant.

L'acétylcholine est rapidement détruite par une enzyme : l'acétylcholinestérase suivant la réaction :

$$\text{acétylcholine} + \text{eau} \xrightarrow{\text{acétylcholinestérase}} \text{acide acétique} + \text{choline}$$

Ainsi la synapse est rapidement capable de transmettre un nouvel influx.

Il existe deux sortes de cholinestérases :

- la cholinestérase vraie ou spécifique
- la pseudocholinestérase non spécifique.

La cholinestérase vraie ou acétylcholinestérase se trouve dans le système nerveux central (motoneurones, neurones du système réticulé), dans les muscles, dans les glandes à sécrétion externe et dans les hématies.

Chimiquement semblable à l'estérase présente aux jonctions myoneurales et dans les synapses cholinergiques du système nerveux, elle semble n'avoir pour seule fonction que la destruction de l'acétylcholine.

Les pseudo-cholinestérases ou butyryl-cholinestérases se localisent dans le coeur, la peau, le système nerveux central (cellules gliales, vaisseaux, certains neurones), le pancréas, l'intestin.

Enzyme non spécifique elle hydrolyse un grand nombre d'esters naturels ou synthétiques en plus de l'acétylcholine.

Il existe des organes où les deux enzymes sont présentes : glandes salivaires, foie, poumon, sérum.

La distribution très large de la cholinestérase dans l'organisme, notamment dans le sang, fait que l'acétylcholine est rapidement détruite et ne peut donc ni diffuser, ni produire des effets ailleurs qu'au point où elle apparaît . Par conséquent, l'acétylcholine est un transmetteur dont les effets sont strictement locaux.

Ainsi tout inhibiteur des cholinestérases modifie les fonctions neurovégétatives de l'organisme en prolongeant les effets de l'acétylcholine.

2°) INHIBITION DES CHOLINESTERASES (27,57)

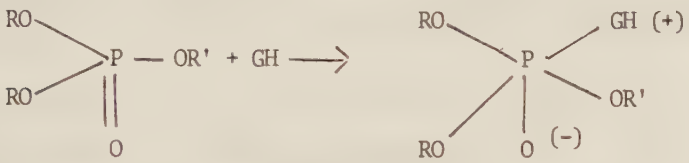
Les organophosphorés et les carbamates agissent par inhibition des cholinestérases.

Les premiers bloquent la cholinestérase par phosphorylation et les seconds par carbamilation.

A l'inverse des organophosphorés la réaction est rapidement réversible avec les carbamates. Cette relative courte durée de l'effet inhibiteur détermine en grande partie la faible toxicité de la plupart des carbamates en comparaison avec beaucoup d'organophosphorés.

Nous pouvons résumer ces deux types de réaction de la façon suivante ; CAS DES ORGANOPHOSPHORES

- 1 ere étape : addition enzyme - ester phosphorique



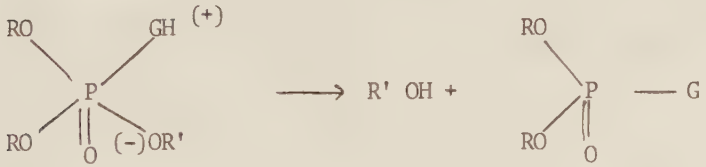
organo. phosphoré — enzyme

GH : site estérasique de l'enzyme

Le site est bloqué par l'organophosphoré.

Ce site est normalement et temporairement occupé par l'acétylcholine lors de sa destruction par l'enzyme.

- 2ème étape :formation d'une enzyme phosphorylée et libération d'un phénol



- 3ème étape : déphosphorylation de l'enzyme phosphorylée

Mais cette déphosphorylation, à l'inverse de la désacétylation, est extrêmement lente. Si bien que nous avons pratiquement un

blocage de l'enzyme. Enzyme indispensable au système nerveux en permettant la destruction de l'acétylcholine.

.CAS DES CARBAMATES

1- formation d' un complexe réversible enzyme- substrat

2- carbamylation de l'enzyme

3- décarbamylation de l'enzyme (hydrolyse)

$$\underset{\text{enzyme}}{E - OH} + \underset{\text{substrat}}{A} \; x \underset{K_1}{\overset{K_1}{\rightleftharpoons}} \underset{\text{complexe reversible enzyme substrat}}{E\ OH - A\ x} \xrightarrow{K_2} \underset{\text{enzyme carbamylée}}{E\ O\ A + x\ H}$$

$$E\ O\ A + H_2O \xrightarrow{K3} E\ OH + A$$

Le mécanisme inhibiteur est la résultante d'une forte affinité de l'enzyme pour le carbamate, combiné à un faible taux de décarbamylation. Le degré d'inhibition dépend des constantes K_2 et K_3.

REMARQUE (32) :

En plus du blocage de l'enzyme (par les insecticides) dégradant les cholinestérases, les estérases, enzymes intervenant dans la dégradation des produits toxiques (insecticides entre autres) peuvent être inhibés par certaines substances et, en particulier, les organophosphorés.

L'inhibition de ces estérases retarde donc le catabolisme des insecticides et potentialise leurs effets. L'action anti-estérasique varie d'un insecticide à l'autre.

De toutes les enzymes testées, ce sont les estérases hépatiques les plus sensibles.

B) PARTICULARITES PROPRES AUX INSECTES

Chez les insectes la répartition de l'acétylcholine et des cholinestérases dans les différents tissus n'est pas la même que chez les mammifères. De plus, leur rôle et leur mode d'action diffèrent sur certains points.

Si de nombreuses synapses du système nerveux central semblent de type cholinergique, les jonctions neuromusculaires ne le sont pas (3).

Pour WIGGLESWORTH (63) la synapse inter-neuronique est analogue à celle des vertébrés du point de vue cytologique et du point de vue mécanique.

Les effets des insecticides sont différents selon leur nature.

Après traitement aux organophosphorés, la post.décharge synaptique est prolongée en durée et en amplitude. Ensuite, il y a blocage de la transmission synaptique (phénomène analogue chez les vertébrés).

Puis des décharges spontanées apparaissent et la transmission synaptique est restaurée malgré la présence de l'inhibiteur des cholinestérases.

L'acétylcholine se limite au cytoplasme des cellules du tissu nerveux; le médiateur chimique de la transmission neuromusculaire n'est pas l'acétylcholine(63).

L'activité cholinestérasique du cerveau est considérable chez l'insecte; 1 g de cerveau de mouche commune contient assez d'enzymes pour hydrolyser 2 g d'acétylcholine/h. (le cerveau de mammifère présente une activité de 50 à 100 fois moindre) (57).

Pour d'autres, les cholinestérases sont vitales pour les fonctions nerveuses. Si l'acétylcholine s'accumule, elle bloque la transmission de l'influx nerveux ce qui peut entraîner la mort (52).

Par contre, pour VAN DER KLOOT l'accumulation des substances cholinergétiques n'est pas toxique.

Pour Rémy CHAUVIN (8), la conduction nerveuse est uniquement assurée dans le muscle par les fibres du nerf moteur et les fibrilles musculaires ne jouent aucun rôle.

Pour MADDRELL et REYNOLDS (29) les insecticides, outre leur action toxique sur le système nerveux central des insectes, provoquent une décharge hormonale responsable de modifications métaboliques profondes, incriminées dans l'effet létal de ces substances.

Un organophosphoré et un carbamate provoquent chez Rhodnius la libération, non seulement, d'hormones diurétiques mais aussi de " plasticising factor " (hormone qui permet à la cuticule abdominale de devenir extensible). Ces deux hormones ont une origine centrale.

RAMADE (44), dans sa synthèse sur l'action anticholinestérasique des insecticides, aboutit aux conclusions suivantes :

- l'existence d'acétylcholine dans le système nerveux des insectes semble incontestable,
- mais, il n'existe aucune preuve irréfutable sur le rôle de l'acétylcholine dans la transmission nerveuse chez les insectes. Car l'injection d'acétylcholine, chez l'insecte, ne lui cause aucun trouble.

WIGGLESWORTH explique ce phénomène par le fait que le neurilemme est imperméable à cette substance et plus généralement à tous les dérivés de la choline.

Devant les contradictions des différents auteurs employant des méthodes expérimentales reposant sur le rôle enzymatique de broyat homogène d'insecte, RAMADE étudie l'intoxication par les organophosphorés d'une façon directe sur des coupes d'encéphale de mouche, fixées et colorées d'une façon complexe ce qui permet de visualiser directement le degré d'intoxication.

Il arrive aux affirmations suivantes :

- tous les organophosphorés n'agissent pas de la même façon, ce qui entraîne des conclusions différentes selon les auteurs.
- si l'on doit leur reconnaître une propriété commune d'inhiber les cholinestérases, il est évident que d'autres processus toxicologiques, encore mal connus, interviennent concurremment et que les radicaux liés à l'acide phosphorique jouent également un rôle physiologique.

On devrait donc distinguer plusieurs modalités d'intoxication.

Pour le parathion et le fenthion leur mode d'action est fondamentalement lié à une action anticholinestérasique sur le système nerveux central.

Pour le diptex ou trichlorophon (diméthyl phosphate de trichloréthanol) et le diazinon il en est tout autrement : l'inhibition des cholinestérases ne semble pas prépondérante. Il semble que leurs propriétés insecticides soient liées à d'autres processus enzymologiques : inhibition des aliestérases qui sont des estérases de spécifité variable.

Nous voyons que de nombreuses théories existent selon les auteurs, et que le mécanisme d'action des insecticides est encore mal connu.

Des différents travaux, il ressort que l'activité insecticide des organophosphorés et des carbamates est liée :

1- à l'inhibition des cholinestérases du système nerveux central des insectes,

2- mais aussi et à un degré variable selon les produits, à l'inhibition des aliestérases.

IV. PENETRATION DES INSECTICIDES CHEZ L'INSECTE

(10,13,15)

Il semble que les insecticides qui franchissent la cuticule ne soient pas acheminés par l'hémolymphe au système nerveux central.

Pour preuve , GEROLT (15) montre que les insecticides n'existent qu'en faible quantité dans l'hémolymphe. Les insecticides injectés expérimentalement dans la cavité générale se révèlent moins toxiques que lorsqu'ils sont appliqués localement (si on les injecte sans dissolvants organiques).

L'insecticide se répandrait latéralement dans l'épaisseur de celui-ci et atteindrait l'organe visé par l'intermédiaire du tégument trachéal. Ainsi, le produit aurait fort peu de barrières à franchir pour atteindre les cellules visées.

Expérimentalement, en plaçant des barrières de cire, pour limiter cette migration latérale dans le tégument, on provoque une diminution de la toxicité de l'insecticide (15).

GEROLT se demande s'il existe un autre système que le système trachéen pour l'acheminement de l'insecticide : le tissu nerveux comme le suggère SULE et BECK.

De plus dans le cas où l'insecticide est ingéré, traverse-t-il l'intestin ou bien suit-il aussi le mode de cheminement tégumentaire ?

V. EFFICACITE ET DANGER DES COLLIERS INSECTICIDES

Nous allons maintenant envisager l'efficacité des colliers dans la lutte contre les puces et voir si leur activité ne s'accompagne pas de dangers pour l'animal.

A) EFFICACITE DES COLLIERS INSECTICIDES (20 , 26, 28, 35).

De nombreux articles ont été écrits à ce sujet, certains reconnaissent une bonne efficacité, d'autres affirment le contraire.

LIVINGSTON (28) affirme que le collier insecticide est inefficace et dangereux. Il a observé que les colliers assuraient une faible protection ou une protection nulle contre les puces. Des chiens porteurs de colliers neufs, récemment placés (1 semaine) étaient infestés par des puces et des tiques.

Nombreux sont les auteurs qui affirment l'efficacité des colliers insecticides dans la lutte contre les puces.

Si nous analysons les travaux effectués pour "Thuron industries Dallas Texas " (35), nous avons des résultats exceptionnels.

Dans ce type d'étude, les chiens sont répartis en plusieurs lots : lots de chiens porteurs de colliers insecticides et lots de chiens sans collier.

Un certain nombre de puces (150 environ) sont placées sur les animaux. 48 h après, l'expérimentateur compte les puces survivantes. La recherche des puces s'effectue manuellement en écartant la toison de l'animal sur la ligne du dos, l'abdomen, la tête, la région anale et la queue.

Le pourcentage d'efficacité est déterminé par le rapport du nombre de puces des chiens porteurs de colliers insecticides et du nombre de puces des chiens témoins. Nous obtenons les résultats suivants :

- COLLIER AU DIAZINON

Dans la thèse de MORIZOT (36), nous avons une mortalité de 100 % en 24 h dans le test effectué en plaçant un nombre déterminé de puces (de 26 à 30) par chien et en comptant les puces survivantes en fonction du temps écoulé.

L'efficacité du collier se prolonge durant 20 semaines.

- COLLIER AU DICHLORVOS

Dans les expériences effectuées par KIBBLE (20) l'infestation des chiens se fait à l'aide de 20 à 100 puces par semaine. Le comptage se fait par recherche des survivants dans le pelage de l'animal. (tableau n°2).

- COLLIER AU PROPOXUR

(tableau n°2)

- COLLIER AU SEVIN

(tableau n°2)

Colliers	Nombre de semaines	% d'efficacité
Dichlorvos	0 à 9	95
	9 à 13	85
Propoxur	13	90
	16	65 en 2 jours
	après 17	80 en 7 jours
	16 (invasions consécutives)	80 en 7 jours
Sévin	1 à 4	100
	6 à 9	99
	9 à 11	98
	après 13	70

Résultats expérimentaux donnés par différents auteurs

Tableau n°2

(20,35).

D'après ces résultats expérimentaux, tous les colliers testés ont une efficacité voisine de 80 % vers la 13e semaine.

Nos résultats expérimentaux (voir Chapitre III),diffèrent de ces chiffres et établissent une différence entre les principes actifs qui n'apparaît pas ici.

De plus la méthode de comptage des puces, consistant à les rechercher sur les zones préférentielles en écartant les poils, ne paraît pas satisfaisante.

La mobilité de ces insectes et la difficulté de les trouver parmi une toison fournie semblentcontradictoire avec la précision des chiffres donnés dans tous les tableaux des résultats expérimentaux.

Le fait d'introduire un nombre variable de puces sur un chien et de compter par la suite les survivantes ne satisfait pas non plus la rigueur expérimentale nécessaire pour obtenir des chiffres aussi précis. En effet, suivant les chiens et leur toison, les puces peuvent être tuées et mangées par l'animal en plus ou moins grande quantité; elles peuvent, également, quitter l'animal et se perdre dans les cages.

B) DANGER DES COLLIERS INSECTICIDES

Du fait du mode d'action de ces insecticides, diminution des cholinestérases, il est normal de se demander qu'elles en sont les conséquences par les animaux porteurs de ces colliers.

1°) TOXICITE

a) aiguë (21, 26, 27, 38,47)

Le danger d'intoxication aiguë pour un chien porteur de collier insecticide est nul. Même dans le cas d'ingestion accidentelle de celui-ci, les signes d'intoxication aiguë n'apparaissent pas.

L'ingestion d'un collier de 16 g au sevin (soit 1,92g de sevin) à des jeunes de 8 semaines n'entraîne pas de troubles, 4 jours après, une 2ème ingestion d'un collier de 16g ne provoque également aucun trouble.

L'ingestion forcée d'un collier, soit 30 mg de Propoxur, entraîne des tremblements, une ataxie, de la salivation. En 5 heures la détoxication est totale (rapports effectués par KENITH (L), POLK (M.S) BAKER (D.N.F.), KNAPP (F.W.) pour Thuron Industries Dallas Texas).

Expérimentalement (36) l'ingestion de collier au diazinon par des chiens en raison de 0,5g de collier par kg de poids vif, donne les résultats suivants :

- le chien n°3 vomit après ingestion de 15 g de collier, son comportement se normalise par la suite
- deux chiens (le n°4 et le n°5) montrent pendant 12 heures des signes d'apathie transitoire, évoluant aussi vers une normalisation de leur état.
- deux chiens (le n°1 et le n°2) ne semblent pas affectés.

Le taux des cholinestérases diminue rapidement à 55 % de leur valeur après l'ingestion du collier. Le retour à la normale s'effectue en un mois.

Cependant, il est intéressant de connaître les signes d'intoxication aiguë chez le chien : que l'insecticide soit un organophosphoré ou bien un carbamate, nous aurons les mêmes signes d'intoxication par inhibition des cholinestérases et accumulation d'acétylcholine.

Chez le chien, les premiers signes d'intoxication sont une difficulté respiratoire avec dyspnée et hypersécrétion bronchique et apparition d'un myosis. Ensuite, l'animal présente des myoclonies. Ces signes dominants s'accompagnent d'un ptyalisme, de vomissements, de diarrhées et de bradycardie.

Les convulsions, en fin d'évolution, font suite à l'incoordination motrice.

REMARQUE : dans le cas du dichlorvos à dose létale (25mg/kg), nous pouvons observer une inflammation marquée de la muqueuse intestinale, moins marquée à 10 mg/kg et absente à 3,2 mg/kg.

Les lésions intestinales résultent de l'ischémie locale, suite à un débit réduit de l'artère mésentérique.

Traitement

L'injection intra-veineuse de 200 mg de prolidoxine (contrathion) et de 0,1 mg/kg d'atropine permet d'inhiber l'effet anti-cholinestérasique des insecticides.

On peut également ajouter à ce traitement essentiel des analeptiques cardiorespiratoires :camphre et diethazine.

b) à long terme (4,26,56,60)

La toxicité à long terme n'est pas décelable.

.. ORGANOPHOSPHORES

- Dichlorvos

Des doses de 0,13 à 0,37 mg/Kg/j ne provoquent aucun effet.

Des rats exposés pendant 2 ans à des doses de 0,05 - 0,5 - 5mg/m3 d'air n'ont pas présenté de troubles. Il n'existe pas non plus d'incidence sur l'apparition de tumeurs.

- Tetrachlorvinphos

Pendant 2 ans des rats sont soumis à des concentrations de 125 p.p.m./j per os sans présenter aucun signe d'intoxication.

A partir de 880 p.p.m., il y a une diminution des cholinestérases plasmatiques.

Chez les femelles, après 2 ans d'exposition à 125 p.p.m. on a observé une augmentation du poids du foie.

Cette augmentation n'est pas liée à des lésions histopathologiques, mais elle est due à une réponse physiologique du foie a un produit chimique.

Ce développement du foie a une signification fonctionnelle et non pas toxicologique.

- Carbamates

Des rats ayant reçu des doses de 0 à 400p.p.m. de propoxur per os, pendant 2 ans, ne présentent pas de troubles.

Le taux de survie, la pathologie et la fréquence des tumeurs restent comparables à ceux du lot témoin.

Aucune lésion particulière n'a été observée, l'étude de tératogénicité reste négative et on n'observe pas de symptômes d'effet cholinergique.

Il ne semble donc pas exister de toxicité à long terme.

Cependant, l'action anticholinestérasique de ces insecticides entraîne une diminution des cholinestérases sanguines (13, 26, 43).

Cette mesure de l'évolution de l'activité cholinestérasique se fait par la méthode électrométrique de MICHEL, basée sur la mesure directe des produits d'hydrolyse de l'acétylcholine en acide acétique, entraînant une variation du pH.

Le taux des cholinestérases évolue de la façon suivante (13) :

- le maximum de la diminution est de 75% de la 5e à la 7e semaine dans les globules rouges
- et de 63% de la 4e à la 6e semaine dans le plasma
- au bout de 15 semaines le taux des cholinestérases redevient normal.

D'autres expériences (43) montrent que 2 h.après l'ingestion de 18,9 mg de dichlorvos à des beagles, le taux des cholinestérases des hématies est inhibé de 37% et celui du plasma de 67%.

Dans le plasma le taux des cholinestérases remonte en 24 heures, mais n'atteint le niveau normal qu'après 16 jours.

Durant cette période, aucun signe clinique d'intoxication ne se manifeste.

Dans le cas du plasma, les auteurs pensent que le foie synthétise rapidement de nouvelles cholinestérases. Dans le cas des globules rouges, la compensation, rapide des premières 24 h, proviendrait d'une réactivation spontanée, par hydrolyse, d'une partie du complexe cholinestérase- dichlorvos.

Le plateau des 16 jours suivants correspondrait au temps nécessaire aux tissus hématopoïétiques pour réaliser la synthèse de nouvelles cholinestérases.

Dans le cas du port permanent du collier insecticide, le taux des cholinestérases plasmatiques se rétablit en 10/13 semaines, celui des cholinestérases érythrocytaires redevient normal en 8 semaines.

Le port d'un collier insecticide n'entraîne pas de signes d'intoxication et ne semble pas provoquer de désordres dans les grandes fonctions métaboliques de l'animal. Par contre, il semble pouvoir être à l'origine de dermatoses.

2°) TROUBLES DUS AU PORT DU COLLIER INSECTICIDE

a) lors d'anesthésie

Certains auteurs signalent des accidents lors d'anesthésie de chiens porteurs de colliers insecticides aux organophosphorés (53,54).

Les fonctions du foie peuvent être gravement diminuées par le port du collier insecticide (54).

Lors d'ingestion de vermifuges ou lors d'anesthésie aux barbituriques l'animal peut présenter des signes de surdosage par suite d'un mauvais fonctionnement hépatique.

Les données de ces articles manquent de précisions et de rigueur scientifique. Elles recommandent d'enlever le collier insecticide 2 semaines avant une intervention chirurgicale.

Pour d'autres, le port du collier insecticide n'a aucune incidence sur l'anesthésie aux barbituriques (13,46).

Une série d'expériences confirme ces propos. Les résultats obtenus sur un lot de chiens porteurs de colliers et sur un lot témoin sont en tous points semblables.

Dans ces expériences, les chiens portaient jusqu'à 4 colliers insecticides, les colliers étaient souvent remplacés par des neufs. Le cou des animaux était rasé pour assurer un contact maximum entre les colliers et la peau.

La peau était écorchée et humidifiée pour accroître la pénétration de l'insecticide.

Même dans ces cas extrêmes :

- le taux des cholinestérases est revenu à la normale progressivement en 15 semaines
- la réaction aux anesthésiques n'était pas différente de celle des chiens du lot témoin

b) dermatoses (6, 13, 26, 28,37,61)

Des cas de dermatoses sur des chiens porteurs de colliers insecticides sont signalés, mais ils sont rares devant le nombre élevé d'animaux porteurs de colliers insecticides.

Ces troubles cutanés restent localisés autour du cou de l'animal sur une bande réactionnelle dont la largeur est toujours plus grande que celle du collier insecticide.

Ces réactions peuvent être classées en 4 stades de gravité croissante (cas du Dichlorvos).

&) Stade 1

L'irritation du cou est légère, l'érythème et le prurit restent localisés sous le collier. Ces troubles disparaissent avec le retrait du collier.

Cette observation est faite sur une femelle Berger d'Ecosse de 3 ans portant un collier depuis 10 jours.

Le collier est trop serré.

En une semaine et sans traitement, les lésions disparaissent.

&) Stade 2

L'irritation du cou est plus importante, l'érythème s'accompagne d'alopécie, d'excoriation, d'ulcération et d'oedème.

Ensuite, un écoulement purulent avec présence de croûtes se produit.

Le traitement est long, même après avoir retiré le collier.

Ces lésions sont observées sur un Beagle mâle de 6 ans. Le collier très serré est porté depuis 30 jours.

La guérison nécessite 5 mois.

&) Stade 3

La dermatose s'étend à la tête, au cou, à la queue, et quelquefois à tout le corps de l'animal;

Malgré le retrait du collier la réaction persiste pendant plusieurs mois avec présence de squames et d'excoriations.

Cette généralisation des troubles s'observe sur une femelle berger allemand de 15 mois portant un collier depuis 7 semaines et vivant dehors sous la pluie.

Le traitement a nécessité l'emploi d'antibiotiques et de corticoïdes localement pendant 30 jours.

Deux mois et demi après, il existe encore une hyperpigmentation du cou, mais sans irritation,ni prurit.

&) Stade 4

Ce stade,très rare,est une surinfection secondaire, d'une dermatose généralisée, due à des bactéries pathogènes :

- Pseudomonas aeruginosa
- Staphilococcus aureus
- Streptococcus hemolytica.

Seule la dermatose initiale est due au port du collier insecticide.

Ce stade est observé sur une femelle Epagneul breton de 3 ans 1/2. Le chien porte toujours son collier insecticide lors de son admission en clinique. Il est prostré, et sa température est de 40°6 C.

La surinfection secondaire est due à la prolifération de Pseudomonas aeruginosa de la peau et des oreilles (otite externe bilatérale), 9 mois de traitements sont nécessaires pour obtenir une guérison.

Les dermatoses du stade 3 et 4 sont particulièrement rares. Le plus souvent, seul le stade 1, et quelquefois le stade 2 existent.

Le traitement de ces dermatoses n'appelle pas de remarques particulières.

. Dans un premier temps, il faut enlever le collier,

. Tondre la zone de poil autour du cou ainsi que toutes les zones affectées,

. Appliquer une solution antiseptique,

. Appliquer un mélange corticoïdes- antibiotiques 3 fois par jour.

. Dans les pyodermites, une antibiothérapie par voie générale est nécessaire.

Les autres colliers insecticides provoquent également ce type de dermatose chez le chien.

Au cours des expériences de contrôle d'efficacité du sévin, un chien porteur de 3 colliers à la fois, présente des dépilations sur la face ventrale du cou.

Quand on enlève 2 colliers les réactions inflammatoires disparaissent.

Pour le diazinon, une intolérance cutanée existe dans le cas où l'animal porte en même temps 2 ou 3 colliers insecticides.

REMARQUES :

. La race du chien interviendrait dans la fréquence des dermatoses.

Certains auteurs (49,61) pensent que les Lévriers greyhound et Wippets ainsi que les chats persans sont plus sensibles que les autres animaux. Il ne semble pas que de telles affirmations reposent sur des faits scientifiques.

Ainsi SCHNELLE (49) ne tient pas compte de ces recommandations et n'a pas remarqué une proportion plus grande de dermatose chez ces races là plutôt que sur d'autres.

PRECAUTIONS D'EMPLOI DES COLLIERS

ELSA (13) emploie au cours de ses expériences démontrant l'inocuité des colliers insecticides dans les anesthésies aux barbituriques des colliers au dichlorvos et des colliers factices. Dans les deux cas, quand le collier est trop serré, une dermatose apparaît. Celle-ci disparaît quand on desserre ces colliers.

Même lorsque l'expérimentateur place 4 colliers en même temps après tonte des poils, peau écorchée et humidifiée, les chiens ne présentent qu'une diminution des cholinestérases sans dermatose.

KUHN (22) affirme également que la dermatose dépend de l'espace entre le collier et la peau de l'animal.

SMALL (53) signale des dermatoses quand le collier est trop serré et quand il fait 2 fois le tour du cou de l'animal.

Même dans le cas de dermatoses peu fréquentes dues au port du collier insecticide, on peut les diminuer en prenant les précautions suivantes (17, 37) :

- laisser le collier à l'air, pendant 2 jours avant de le placer sur l'animal,
- éviter de placer le collier sur des animaux malades ou convalescents,
- laisser un espace entre le collier et le cou du chien,
- couper la partie excédentaire du collier,
- éviter de donner d'autres médicaments contenant des organophosphorés aux chiens porteurs de colliers insecticides,
- chez les chiens particulièrement sensibles, MULLER (37) recommande un port intermittent du collier :
  . 2 jours tous les 15 jours,
  . ou 15 jours de port et enlever le collier 3 jours
- un environnement humide semble augmenter l'absorption des ingrédients toxiques du collier. Donc enlever le collier pour baigner le chien et les jours de pluie. En effet, l'insecticide est soluble dans l'eau (dichlorvos) et augmente sa diffusion sur le chien (17).

DANGERS POUR LES PROPRIETAIRES

Des cas d'allergie sont signalés sur des personnes possédant un animal porteur de collier insecticide (26).

Cas n°s 1 et 2

Les propriétaires présentent un érythème sur le bras droit: endroit où leur chien vient se blottir.

Cas n°3

Une dermatose apparaît sur le propriétaire qui a enlevé le collier de son chien sortant du bain.

Cas n°4

Une dermatose se déclare sur une personne qui a caressé un chien porteur de collier insecticide.

Le test consistant à placer un carré de 1 cm x 1 cm provenant de collier insecticide a provoqué des réactions de type allergique chez ces

5 personnes (26) hypersensibles.

Cette étude des colliers insecticides nous a permis d'exposer une méthode de destruction des puces qui semble efficace et sans danger pour l'animal porteur du collier si l'on respecte quelques règles simples.

Nous allons voir maintenant, dans la partie expérimentale, si tous les colliers insecticides ont une efficacité comparable.

Chapitre Troisième

RESULTATS PERSONNELS

Dans ce chapitre, nous avons rassemblé nos résultats expérimentaux, ainsi que la méthode d'élevage des puces indispensables aux essais comparatifs de l'efficacité des colliers insecticides.

I) ELEVAGE DES PUCES

Parmi les différentes méthodes d'élevage des puces de BRUMPT (6) JOYEUX (39, LANGERON (39), HICKS (39), DUBOURDIEU (12), seule celle de DUBOURDIEU sera présentée car nous nous en inspirerons largement.

1) METHODE DE DUBOURDIEU (12)

DUBOURDIEU élève Ctenocephalus félis sur un chat maintenu dans une cage étanche dont le fond, en entonnoir, aboutit dans un récipient de verre.

Sur le plancher de la cage et dans le récipient à sciure servant de litière, il répand un milieu nutritif pour les larves de puces dont la composition est la suivante :

- sciure de pin = 100
- aliment broyé pour chien =100
- levure de bière = 10
- poudre de sang de boeuf = 15

} 2 à 5

Une fois par semaine la sciure est versée dans le récipient de verre. Les puces adultes sont recueillies par aspiration et replacées sur l'hôte. Le substrat, mélangé à part égale à du sable blanc est tamisé.

On ajoute au milieu ainsi recueilli l'aliment destiné aux larves, l'ensemble est maintenu à 26°6C et à un degré hygrométrique de 80%.

Les pupes formées sont recueillies tous les 2/3 jours par tamisage. Elles sont alors placées dans des éclosoirs dont la température est de 26°6C et dont le degré hygrométrique est de 95%.

Il obtient ainsi 500 000 puces par semaine.

Pour éviter que la ponte ne diminue, par raréfaction des adultes, il rajoute tous les 15 jours, 25 % du nombre d'adultes initial.

Il fait les constatations suivantes :

- 24 femelles pondent 670 oeufs en moyenne par jour
- les pupes éclosent du 2e au 10e jour
- 125 pupes occupent un volume de 1 cm3.

2) *METHODE UTILISEE*

a) La cage et son agencement (fig. 13)

La cage est réalisée dans une caisse en bois de 90 x 65 x 50 cm.

- à l'avant un système de vitres coulissantes permet l'accès à l'intérieur de la cage. Elles coulissent dans des glissières réalisées par rainurage de linteaux de bois (6 x 6 cm).

La vitre de 16 x 90cm permet l'accès au sol de la cage.

Les vitres de 25 x 40 cm permettent l'accès de la partie habitée.

- des joints de mousse assurent l'étanchéité du système à glissière et l'intérieur de la cage est tapissée de feuilles de plastique adhésif.

Les deux découpes servant à l'aération sont fermées par une toile de tamis dont la maille est de 60 microns.

- l'intérieur de la cage est divisé en deux parties égales :
la première, est réservée à la couche du chat alors que la 2e regroupe le bac à nourriture, à eau et le récipient à sable permettant l'élimination quotidienne des excréments.
L'ensemble repose sur une grille surélevée de 15 cm.
Les deux bacs à sciure sont placés sous la grille et renferment un mélange de sciure et de sang séché servant de nourriture aux larves.

b) Utilisation de la cage et élevage des puces

La cage est placée sur une paillasse à 1,30 m du sol dans une pièce pouvant être chauffée par un radiateur électrique relié à un thermostat d'ambiance situé sur la cage.

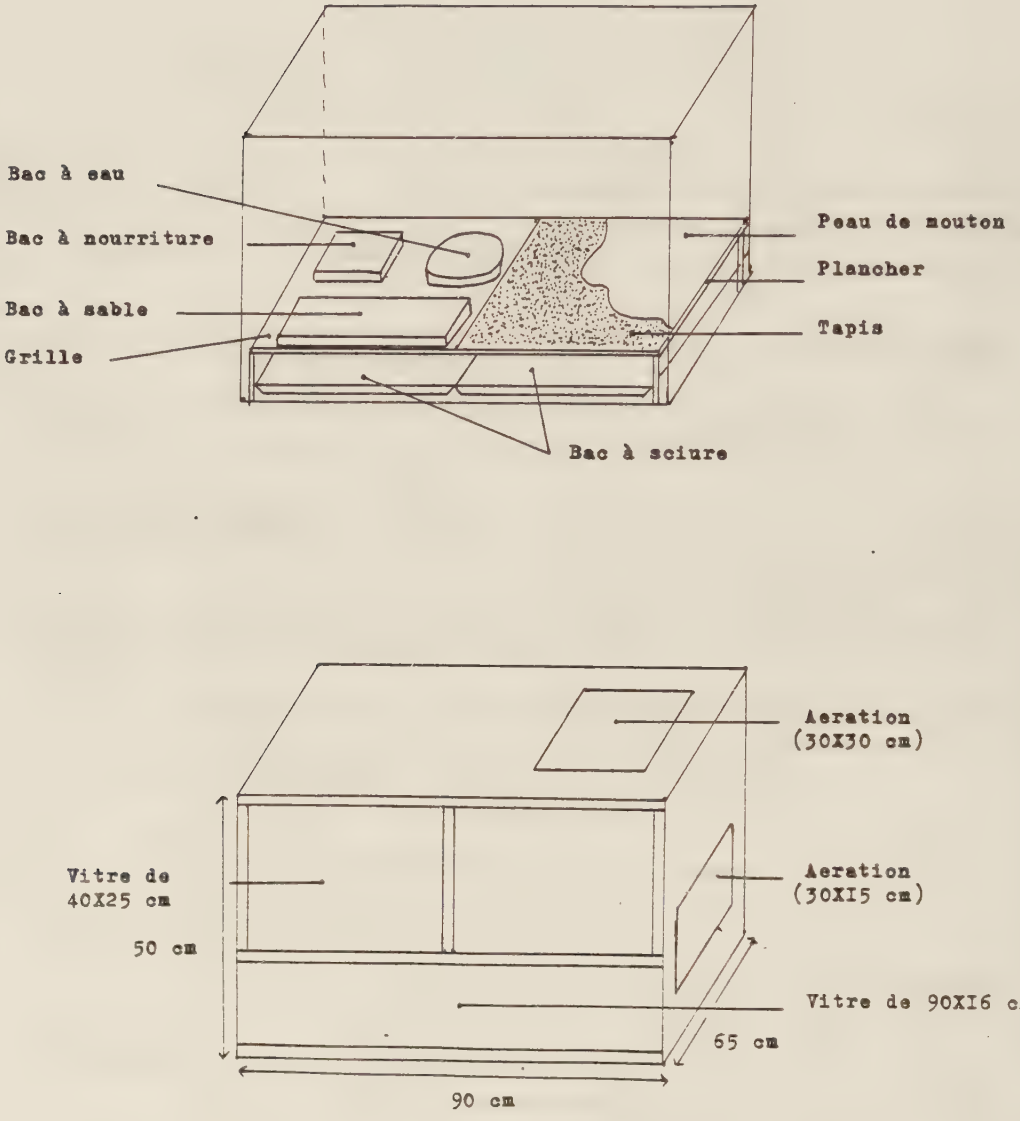


Fig I3 : SCHEMAS DE L'AGENCEMENT DE LA CAGE.

L'humidité ambiante est assurée par l'évaporation de l'eau de l'abreuvoir. Quotidiennement, la nourriture (croquettes) et l'eau sont renouvelées , les excréments du bac à sable sont enlevés.

L'élevage commence en octobre par l'introduction dans la cage, d'un jeune chat de 4 mois ainsi qu'une vingtaine de puces récoltées manuellement sur un chien. L'observation à la loupe binoculaire permet d'identifier des Ctenocephalus félis et canis.

Fin octobre, les puces ne se multiplient toujours pas, la température commençant à diminuer nous chauffons le local à 25°C.

Un dernier lot de puces est introduit le 15 novembre.

Dans les jours qui suivent, le chat héberge quelques puces sur le cou et les lombes mais les naissances restent faibles.

Le 28 novembre, le chat est définitivement retiré de la cage qui est alors complètement nettoyée. Toute la sciure est aspirée, tamisée avec un tamis dont la maille est de 2 mm. Une cinquantaine de puces se trouvent sur le chat qui est partiellement dépilé.

Les bacs à sciure tamisée sont agités et replacés dans la cage.

Le 2 décembre des puces naissent en grande quantité. Le 4 décembre, des milliers de puces sautent dans la cage qui constitue dès lors la réserve à puces pour la suite de l'essai.

Ces puces sont des Cténocephalus félis et canis qui n'ont effectué aucun repas sanguin après leur naissance et forment un lot homogène.

Nous obtiendrons pendant un mois une quantité importante de puces.

Les prélèvements effectués pour l'ensemble des expériences ne représentent qu'une infime partie de la population obtenue.

3) *MANIPULATION DES PUCES*

Les prélèvements sont effectués dans la cage étanche de l'élevage par aspiration à l'aide d'une pompe à vide (fig. 14). De cette façon, les puces ne sont pas abimées comme elles pourraient l'être par ramassage manuel.

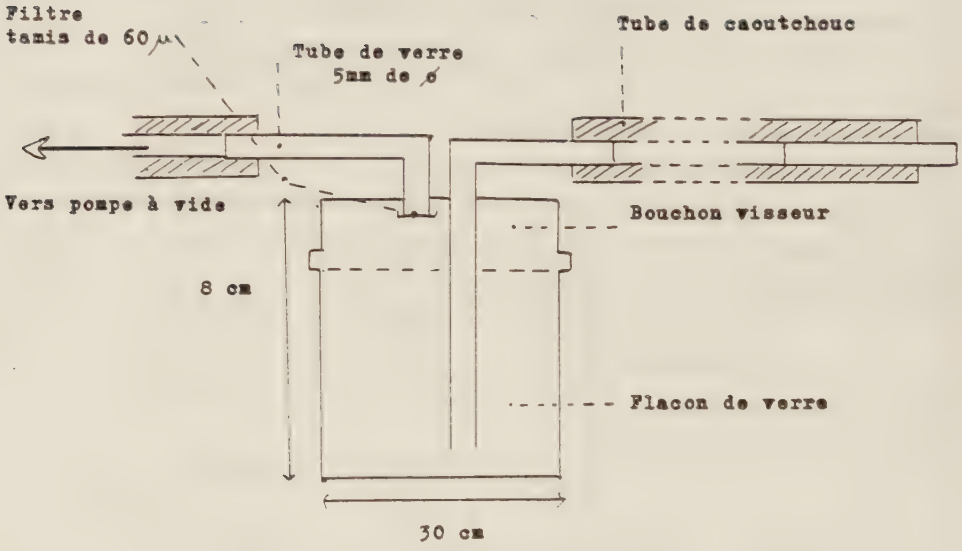


Fig I4 : SCHEMA DU SYSTEME ASPIRATEUR DES PUCES.

Les flacons de verre du système de stockage des puces aspirées sont interchangeables.

Le tube de verre de 5 cm de diamètre est dirigé vers les puces qui sont posées sur les parois de la cage. Une fois aspirées, elles s'accumulent dans le flacon de verre avec divers débris (poussières, poils, etc...) Pour cette raison, les puces sont versées dans une éprouvette de verre de 40 cm de hauteur et de 10 cm de diamètre . Quand le nombre est suffisant pour effectuer une série d'essais, elles sont de nouveau aspirées pour former des lots de 20 puces par flacon de verre.

Cette récolte s'effectue en inclinant l'éprouvette. Les puces sautent le long du tube vers l'ouverture, elles sont prélevées avant leur sortie.

Ainsi, seules les puces en parfait état sont retenues, les débris restent au fond de l'éprouvette.

Chaque essai nécessite 6 lots de 20 puces (5 colliers insecticides et un lot témoin) soit 120 puces par série expérimentale.

II) LES COLLIERS

Les colliers insecticides nous ont été fournis gracieusement par les différents laboratoires sollicités. Ces colliers nous sont parvenus dans le courant du printemps 1978 et les tests n'ont commencé qu'en septembre de la même année. L'ensemble des colliers a donc été stocké entre 4 et 5mois, dans leur emballage d'origine, et à une température ne dépassant pas 25°C. Ce qui représente un stockage normal pour un point de vente.

Pour plus de clarté nous avons regroupé les colliers selon leur principe actif.

Pour distinguer les colliers des différents laboratoires des chiffres romains ont été associés à l'abréviation des principes actifs.

DIAZINON

D_zI - D_zII - D_zIII

Diazinon = 15 %

Suuport inerte = 85 %

DICHLORVOS

D_I

Dichlorvos = 9,3 %
Support inerte = 90,7 %

D_{II}

Dichlorvos = 8,37 %
Composant voisin = 0,63 %
Support inerte

9 %
91 %

D_{III}

Dichlorvos = 9,3 %
Composant voisin = 0,7 %
Support inerte

10 %
90 %

PROPOXUR

P_I - P_{II}

Propoxur = 9,4 %
Support inerte = 90,6 %

SEVIN

S

Sévin = 12%
Support inerte = 88%

TETRACHLORVINPHOS

T_I et T_{II}

Tétrachlorvinphos = 9,5 %
Support inerte = 90,5 %

III) LES ESSAIS COMPARATIFS

1) *LE LOCAL ET LE MATERIEL*

a) Le local

Tous les essais s'effectuent dans une pièce de 12,5m sur 10,50m et d'une hauteur de 3 m, équipée de paillasses à 1,3m du sol. Elle est chauffée par un chauffage à thermostat (20°C), incorporé dans le plafond.

Les différents colliers sont espacés de 2,30 m et les supports sont posés sur les paillasses.

b) Le matériel (fig. 15)

Le matériel qui a permis de tester les différents colliers a été réalisé en six exemplaires de la façon suivante :

- un tube de P.V.C. de 50 cm de long et de 5 cm de diamètre
- un cylindre de 20 cm de long sur 10 cm de diamètre réalisé dans une feuille de rhodoïd transparent
- les extrémités du cylindre et du tube en P.V.C. sont fermées à l'aide d'une toile à tamis dont la maille est de 60 microns.

2) *DEROULEMENT DES ESSAIS*

L'ensemble décrit ci-dessus est fixé à une potence reposant sur les paillasses.

Le tube de P.V.C. renferme le collier à tester qui est déroulé à l'intérieur.

Le cylindre transparent contient les puces introduites par le volet mobile. Ainsi les puces ne sont pas en contact direct avec le collier.

Après introduction de 20 puces dans chaque cylindre transparent, nous vérifions durant 10 mn la vitalité des puces.

Si une ou plusieurs puces semblent en mauvais état, elles sont remplacées. Nous éliminons ainsi la mortalité due à la manipulation.

Les colliers sont alors placés dans les tubes en P.V.C. et régulièrement le système est ébranlé, ce qui permet de distinguer plus facilement les puces mortes des puces vivantes.

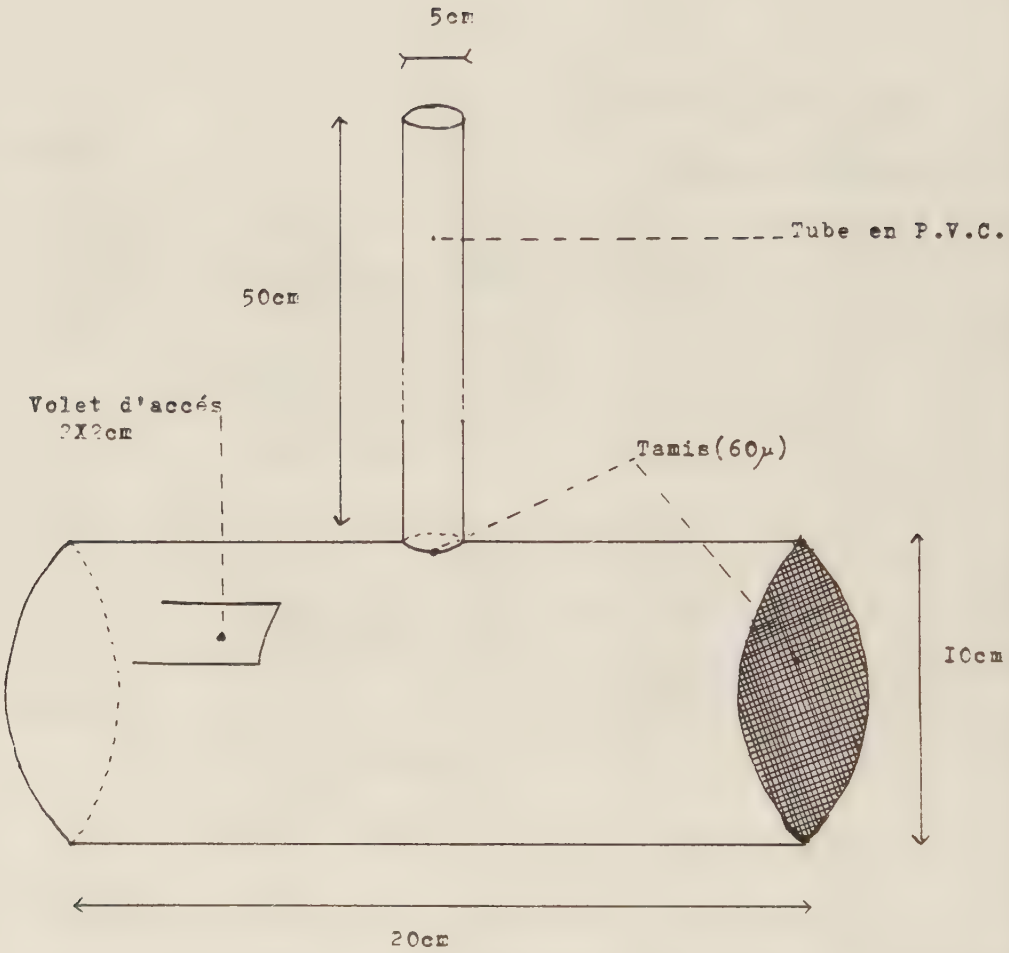


Fig I5 : SCHEMA DE L'ENSEMBLE TESTEUR DE COLLIERS

L'efficacité des colliers est mesurée en tenant compte du taux de mortalité des puces.

Pour cela, nous avons compté les puces mortes en fonction du temps écoulé depuis l'introduction des colliers dans le tube en P.V.C.

Pour déterminer avec précision la mort d'une puce, il faut d'abord observer le comportement des puces placées dans le cylindre.

Dès leur introduction, les puces se fixent sur les filtres situés aux deux extrémités du cylindre . Quand une puce abandonne le filtre et tombe sur la partie inférieure du cylindre, elle rétablit rapidement son équilibre et effectue un nouveau saut.

Une puce en début d'intoxication par les insecticides présente des troubles de l'équilibre. Elle parvient difficilement à rétablir son équilibre sur le fond lisse du rhodoïd. Elle passe, en moyenne, plus de temps sur le fond du cylindre que sur les filtres et effectue moins de sauts.

A un stade plus avancé de l'intoxication, les troubles de l'équilibre augmentent,la station debout est impossible et la puce effectue des cercles, couchée sur le côté avec un mouvement vibratoire des pattes.

Le mouvement des pattes diminue et la puce meurt.

3) CHOIX DES ESSAIS EFFECTUES

Les expériences ont été choisies pour placer les colliers dans des conditions d'utilisation semblables à celles d'un collier porté par un chien.

Les colliers neufs ont été testés pour tous les laboratoires. Ensuite, pour les autres expériences, nous avons réalisé les essais avec un seul représentant de chaque catégorie de principe actif .

Ce représentant a été pris au hasard parmi les laboratoires commercialisant des colliers utilisant le même principe actif.

Par la suite, les colliers nécessaires aux essais sont pris au hasard dans le lot envoyé par le laboratoire.

L'efficacité des colliers au bout de 20 jours d'utilisation a été réalisée sur un lot de colliers placés sur des chiens beagles vivant dans un chenil avec un parcours extérieur.

Un autre lot de colliers est resté 2 mois dans un abri ouvert sur le milieu extérieur.

La résistance des colliers à l'eau a été mesurée de deux façons:

- un premier groupe de colliers est placé une heure en eau courante puis séché à l'air
- un deuxième groupe reste 1/2 heure dans un bac individuel renfermant de l'eau à 20°C, puis est séché au papier absorbant.

Les résultats sont rassemblés dans des tableaux.

4) REMARQUES

Les colliers étant étudiés dans une pièce à 20°C, nous avons voulu savoir si cette température est différente de celle des colliers placés sur des chiens. Pour cela, nous avons mesuré la température du collier sur un chien à poil long , et sur un chien à poil court : beagle. Ces chiens sont placés à des températures ambiantes différentes et la température du collier est donnée par une sonde thermo-couple (tableau n°3)

Pièce à 20°C				Pièce à 10°C			
Griffon		Beagle		Griffon		Beagle	
Température du collier				Température du collier			
Face ext.	Face int.	Face ext.	Face int.	Face ext	Face int	Face ext	Face int.
26,5°C	28,5°C	24°C	25°C	21,5°C	22,5°C	17°C	21°C

Température des colliers portés par les chiens

Tableau n°3

Pour un chien vivant à des températures plus basses, l'étude n'a pas été faite, car les puces abondent surtout aux saisons chaudes.

D'après ces mesures, nous pouvons voir que la température d'étude de ces colliers placés dans une pièce à 20°C est proche de celle d'un collier placé sur un chien.

IV) INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS EXPÉRIMENTAUX

Les premiers tests nous ont permis de voir qu'il est inutile de poursuivre les observations au-delà de la 32e heure, car la mortalité augmente d'une façon régulière dans tous les lots de puces de la 20e à la 32e heure.

C'est pourquoi, les observations ne seront pas effectuées au-delà de la 25e heure. Les résultats sont rassemblés dans les tableaux T_I, T_2, T_3, T_4, T_5.

1) COMPARAISON DE L'EFFICACITE DES COLLIERS NEUFS , COURBES C_1

Pour cet essai, les colliers sont sortis de leur emballage d'origine au moment de l'expérience.

Ces courbes possèdent 3 lots témoins du fait que les colliers sont trop nombreux pour être testés en une seule fois.

Ces trois courbes (L_I, L_{II}, L_{III}) sont très proches les unes des autres et indiquent ainsi que la mortalité dans les trois lots témoins est semblable.

Un premier groupe de courbes peut être isolé (D_I, D_{II}, D_{III}). Ce sont les courbes des colliers au Dichlorvos ; quel que soit le laboratoire elles sont identiques et nous avons 100 % de mortalité en deux heures maximum.

Un deuxième groupe (D_zI, D_zII, D_zIII) est moins homogène, mais possède des pentes semblables, ce qui permet de regrouper les colliers au Diazinon

La différence entre D_zIII et D_zI, D_zII peut s'expliquer par le fait que les colliers D_zI, D_zII proviennent du même laboratoire, mais sont commercialisés sous deux appellations différentes.

Les résultats concernant les courbes restantes sont plus difficiles à interpréter, car moins homogènes.

La courbe S, seule représentante des colliers au Sévin est voisine de la courbe P_I d'un collier au Propoxur.

COLLIERS NEUFS T1

Temps / Colliers	Test IO min	30 min	Ih	Ih 30	2h	3h	4h	5h	6h	7h	8h	9h	IOh	IIh	I2h	I3h	I4h	I7h
Temoin n°I	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Temoin n°II	0	0	0	0	0	0	0	I	I	I	I	I	I	I	I	I	2	2
Temoin n°III	0	0	0	0	0	0	0	I	I	2	2	3	3	3	3	3	3	3
DaI	00	0	0	2	6	6	9	IO	II		I3	I3	I3	I5	I6	I6	I6	I6
DaII	0	0	0	0	0	0	5	8	9		I2	I2	I2	I7	I9	I9	I9	I9
DaIII	0	0	0	0	0	2	3	5	8	9	IO	II						I3
DI	0	8	I9	20														
DII	0	5		20														
DIII	0	7		I9	20													
PI	0	0	0	0	0	2	4	4	8	8	8	9						II
PII	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	I	2	
TI	0	0	0	I	2	2	3	4	4		6			7	7			
TII	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
S	0	0	0	0	0	2	3	4	5	5	8	8						IO

Temps / Colliers	I8h	I9h	20h	21h	22h	23h	24h	25h	26h	27h	28h	30h	33h	35h	43h			
Temoin n°I			I		I			I			I	2	3	3				
Temoin n°II					2	3	3	3	4	4	4							
Temoin n°III	3	3	3	3	3	3	3	3			3				I6			
DaI			I8		I8			I8			I8	I9	20					
DaII			I9		I9			20										
DaIII	I3	I4	I4	I5	I8	I8	I8	I8			20							
DI																		
DII																		
DIII																		
PI	II	II	II	I2	I4	I4	I4	I5			I8				20			
PII					2	2	3	3	3	4	5							
TI			7		7			7			II	I2	I6	I8				
TII	3	3	3	3	3	3	3	3			4				I2			
S	IO	II	I2	I3	I4	I4	I4	I5			I6				I9			

COLLIERS DE 20 JOURS T2

Temps / Colliers	Test I0 min	30 min	Ih	2h	3h	4h	5h	6h	7h	8h	9h	I0h	I8h	I9h	20h
Temoin	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	I	2	2	2
DaIII	0	0	2	7	9	9	II	I2	I2	I2	I3	I4	I6	I6	I6
DI	0	0	8	I9	20										
PI	0	0	0	2	5	7	7	8	9	I0	I0	I0	I0	II	I2
TII	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	I
S	0	0	0	0	0	0	0	I	I	I	2	2	4	4	6

Temps / Colliers	2Ih	22h	23h	24h	25h	28h	30h	32h	34h	43h	45h	47h	49h	5Ih	53h
Temoin	2	2	2	2	2	2	2	3	4	6	9	9	I0	I2	I4
DaIII	I6	I6	I8	I8	I8	I8	I9	I9	20						
DI															
PI	I2	I4	I4	I4	I4	I5	I6	I6	I6	I6	I6	I6	I7	I7	I8
TII	I	I	I	I	I	I	2	2	3	I0	I0	II	I3	I5	I7
S	6	7	7	9	9	I0	I0	I0	I2	I4	I5	I6	I6	I7	I9

COLLIERS DE 2 MOIS T 3

Temps / Conditions	Test IO min	Ih	2h	3h	4h	5h	6h	7h	8h	9h	IOh	IIh	I2h	I3h	I4h	22h	23h	24h	25h	26h	27h	28h
Temoin	0	0	0	0	0	I	I	I	I	I	I	I	I	I	2	2	3	3	3	4	4	4
DeIII	0	0	0	I	2	3	4	5	5	5	5	5	5	6	6	IO	IO	IO	IO	IO	IO	IO
DI	0	0	I	2	5	6	9	I2	I4	I9	20											
PI	0	0	0	I	2	2	3	4	4	6	6	8	8	8	9	II	II	I3	I3	I4	I4	I5
TII	0	0	2	2	2	3	3	3	6	6	6	6	6	6	6	6	8	IO	IO	IO	IO	

COLLIERS PLACES Ih EN EAU COURANTE T 4

Temps / Conditions	Test IO min	30 min	Ih	2h	3h	4h	5h	6h	7h	8h	IOh	I2h	I4h	24h	25h	26h	28h	29h	30h	32h	48h	
Temoin	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	2	3	4	7	9	9	IO	IO	IO	IO	I5	
DeIII	0	0	0	I	8	IO	II	I2	I3	I5	I5	I5	I5	I7	I7	I7	I8	I8	I8	I8	20	
DI	0	5	20																			
PI	0	0	0	2	4	6	8	9	IO	I3	I3	I3	I3	I5	I6	I6	I6	I7	I7	I7	20	
TII	0	0	I	5	6	8	8	I2	I2	I2	I4	I4	I6	I9	I9	I9	I9	I9	I9	I9	20	
S	0	0	I	I	3	5	6	8	8	II	II	II	I2	I5	I5	I5	I5	I6	I6	I7	20	

COLLIERS IMMERGES DURANT 30 MINUTES T 5

Temps / Conditions	Test IO min	30 min	Ih	2h	3h	4h	5h	6h	7h	8h	IOh	IIh	I2h	I9h	20h	21h	22h	23h	25h			
Temoin	0	0	0	0	I	2	2	2	2	2	2	3	3	5	5	7	7	7	9			
DeIII	0	0	0	7	7	9	IO	I2	I2	I2	I4	I5	I7	I8	I8	I8	20					
DI	IO	I9	20																			
PI	0	0	0	3	3	3	3	3	4	4	5	8	8	I2	I2	I3	I3	I3	I9			
TII	0	0	0	0	0	0	I	I	2	2	5	7	7	IO	IO	II	II	I4	I6			
S	0	0	I	I	2	2	2	4	5	5	9	II	I2	I3	I3	I3	I5	I5	I8			

COLLIERS NEUFS C I
P
H
0
1
5
10
15
20
25
30

Les courbes P_I et P_{II} sont très différentes, bien qu'elles représentent toutes les deux l'efficacité des colliers au Propoxur.

P_I a une efficacité voisine mais inférieure à celle des courbes au Diazinon.

Par contre, P_{II} est très proche de la courbe L_{II} du lot témoin et traduit donc une efficacité nulle dans cet essai. D'autres essais n'ont pas été effectués avec les colliers P_{II}.

Un tel résultat est inquiétant. Il se peut que les colliers au Propoxur commercialisés par ce laboratoire soient inactifs du fait d'une insuffisance d'étude (l'excipient pourrait, par exemple, ne pas permettre la libération de l'insecticide).

Il paraît plus vraisemblable que cela tienne à une erreur de fabrication : une insuffisance de distribution de la poudre insecticide lors de la fabrication pourrait entraîner un tel résultat.

Enfin, devant une telle insuffisance, l'expérimentateur doit toujours remettre en question son protocole.

Cependant, lors de notre manipulation, les résultats obtenus avec les autres marques sont satisfaisants.

Nous avons le même problème avec les courbes T_I et T_{II}. La courbe T_{II} a une efficacité nulle.

La courbe T_I qui représente l'efficacité du Tétrachlorvinphos est nettement inférieure aux courbes de l'ensemble des autres principes actifs.

Les lots produits par certains laboratoires pourraient ne pas être homogènes car les colliers placés dans les mêmes conditions donnent des résultats différents.

REMARQUES

Nous pouvons remarquer que les lots qui ne semblent pas homogènes (Propoxur, Tétrachlorvinphos) ont un taux de mortalité inférieur aux autres principes actifs.

Nous effectuons les autres expériences dans le même matériel, le problème de la rémanence des insecticides dans les tubes de P.V.C. servant de support aux colliers se pose.

Pour mesurer cette rémanence, nous avons retiré les colliers des tubes à la fin de la première expérience, soit 53 heures après leur introduction. Ces mesures sont effectuées pour les colliers (D_I, D_zIII, P_I, S, T_{II}) qui seront utilisés pour la suite des tests.

Nous n'avons pas aéré les cylindres et de nouvelles puces sont introduites deux heures après le retrait des colliers.

La lecture s'effectue 36 heures après (tableau n°4)

Emplacement des colliers aux	53 heures (exp.précéd.)	36 heures (lecture)
Lot témoin	14	0
Dichlorvos	20	20
Diazinon	20	20
Propoxur	18	10
Tétrachlorvinphos	17	6
Sévin	19	4

Rémanence des Insecticides dans les tubes de P.V.C.
Tableau n°4

Les résultats obtenus nous permettent de voir que :

&) le Diazinon et le Dichlorvos possèdent une bonne rémanence

&) le Propoxur une rémanence faible

&) le Tétrachlorvinphos et le Sévin une rémanence très faible.

Par la suite une ventilation importante des cylindres et du local est effectuée.

Une expérience analogue nous a permis de déterminer que 3jours étaient nécessaires à la disparition des insecticides dans les cylindres en P.V.C.

Ce délai aurait pu être supprimé si nous avions utilisé un matériel en verre lavé entre deux tests.

2) COMPARAISON DE L'EFFICACITE DES COLLIERS PORTES 20 JOURS (COURBES C_2)

Ces colliers sont placés 20 jours avant l'expérience sur des chiens Beagles vivant en chenil. Ce dernier comprend un abri collectif avec litière de paille et un parcours extérieur en herbe.

Les colliers sont fixés sur le cou des chiens en suivant le mode d'emploi inscrit sur les emballages.

INTERPRETATION DES COURBES

.DICHLORVOS

Après 20 jours d'utilisation, le collier D_I accuse une légère diminution de l'efficacité.

Les 100% de morts ne sont atteints qu'en 3 heures au lieu de 2 heures pour le collier neuf.

.DIAZINON

Ici la courbe de D_2III est identique à celle du collier neuf.

Même après 20 jours d'utilisation ce collier a conservé son efficacité première.

.PROPOXUR

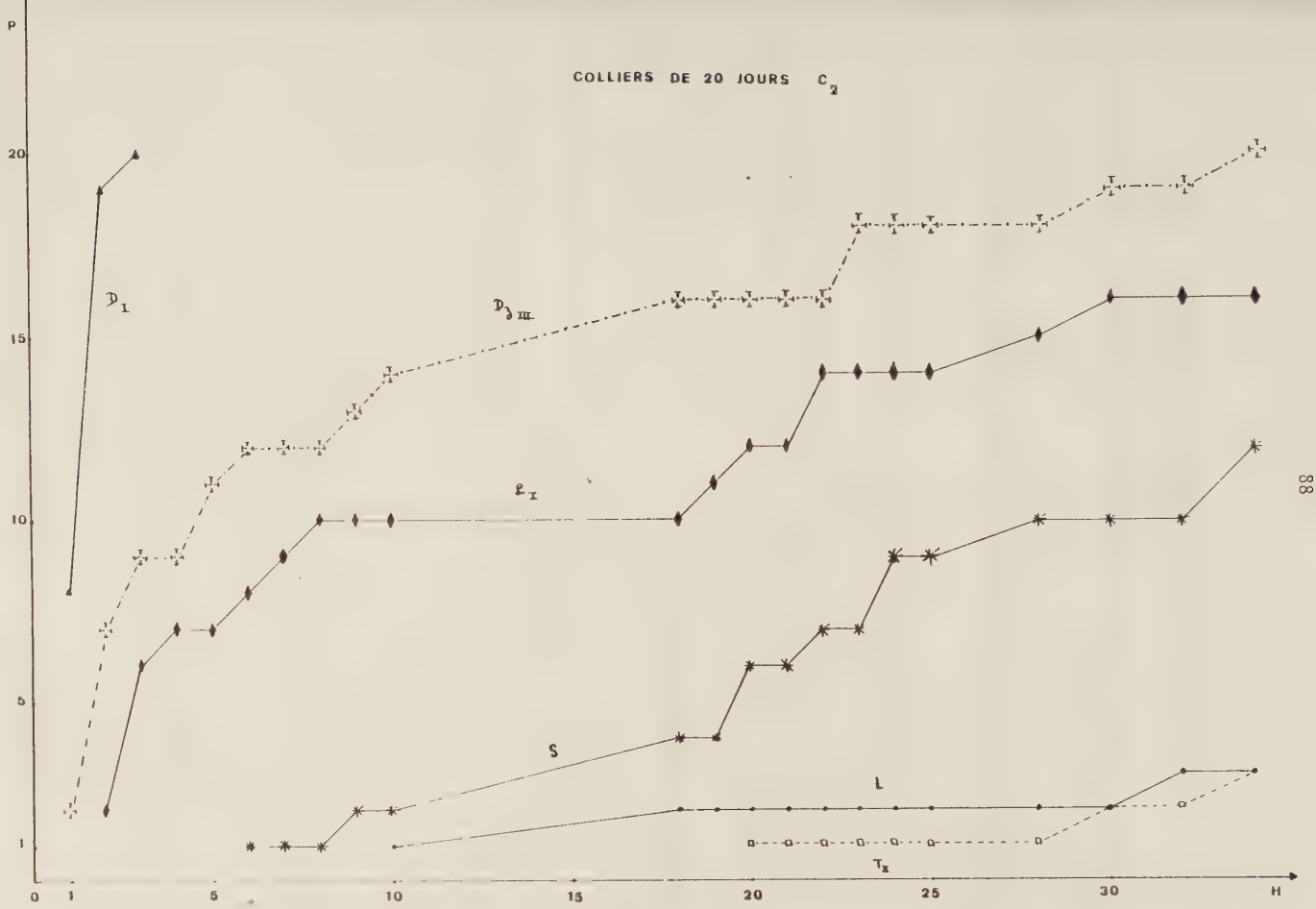
La courbe du collier P_I n'a pas, elle non plus, varié par rapport à celle du collier neuf. L'efficacité de ce collier reste inchangée même après 20 jours d'utilisation.

.TETRACHLORVINPHOS

De nouveau, nous avons une efficacité nulle du collier T_{II} comme pour le collier neuf

.SEVIN

La courbe du collier au Sévin (S) marque une nette diminution de son efficacité par rapport à celle du collier neuf.


COLLIERS DE 20 JOURS C_2
P
20
15
10
5
1
0
1
5
10
15
20
25
30
H
D_I
$D_{3\,III}$
P_I
S
l
T_x

Nous n'avons plus que : 2 morts à 10 heures au lieu de 8
6 morts à 20 heures au lieu de 12

Seul le collier au Sévin présente une diminution importante de l'efficacité après 20 jours d'utilisation.

3) COMPARAISON DE L'EFFICACITE DES COLLIERS OUVERTS 2 MOIS AVANT (COURBES DE C_3)

Dans le cas présent les colliers sont restés deux mois sur le fond en grillage d'abris orientés au nord-ouest.

Abrités de la pluie, ils étaient cependant soumis aux conditions atmosphériques d'un mois d'octobre et de novembre (brouillards, froid, chaleur, humidité, sécheresse).

INTERPRETATION DES COURBES

.DICHLORVOS

La diminution de l'efficacité du collier D_I, déjà observée après 20 jours d'utilisation, s'est encore accentuée.

Nous avons 100% de mortalité en 10heures au lieu de 2 heures pour le collier neuf et de 3 heures pour le collier de 20 jours.

.DIAZINON

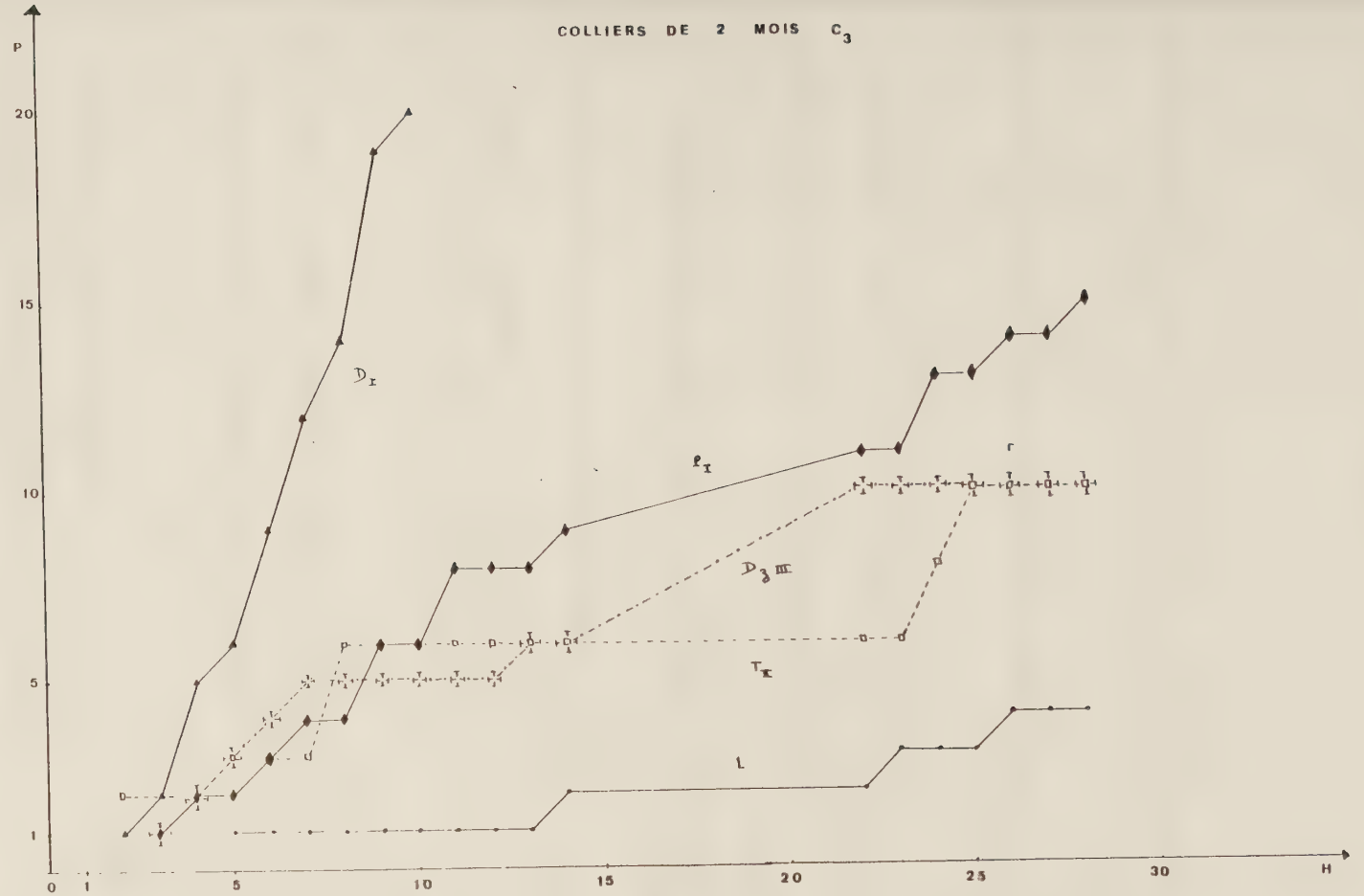
La diminution de l'efficacité du collier D_zIII s'est encore accentuée : à 10 heures, nous n'avons plus que 5 puces de mortes contre 14 à la même heure pour le collier de 20 jours .

.PROPOXUR

L'efficacité du collier P_I a également diminué: à 10 heures, 5 morts au lieu de 10 pour le collier neuf au Propoxur.

.TETRACHLORVINPHOS

Cette courbe de T_{II} est semblable à celle du collier neuf au Tétrachlorvinphos T_I.


COLLIERS DE 2 MOIS C_3
P
20
15
10
5
1
0
1
5
10
15
20
25
30
H
D_I
ℓ_I
D_{3m}
T_I
L

L hypothèse du lot non homogène semble se vérifier pour le collier au Tétrachlorvinphos T_{II}. Nous n'avons pas toujours une efficacité nulle de T_{II} comme pour le collier neuf et le collier de 20 jours.

.SEVIN

Nous ne possédions pas encore ce collier lors de la mise en route de cette expérience.

Malgré une nette diminution de l'efficacité du collier au dichlorvos D_I, par rapport à un collier neuf, ce collier reste très efficace après 2 mois d'utilisation.

L'efficacité des autres colliers a diminué d'une façon semblable pour l'ensemble des principes actifs.

4) COMPARAISON DE L'EFFICACITE DES COLLIERS IMMERGES DURANT UNE HEURE (COURBES C_4)

Les colliers sont restés une heure en eau courante et ont ensuite séché à l'air libre.

Pour le Dichlorvos, le Diazinon, le Propoxur et le Sévin, les courbes sont respectivement identiques à celles des colliers neufs de C_1.

Une heure en eau courante n'a pas changé l'efficacité de ces colliers.

.TETRACHLORVINPHOS

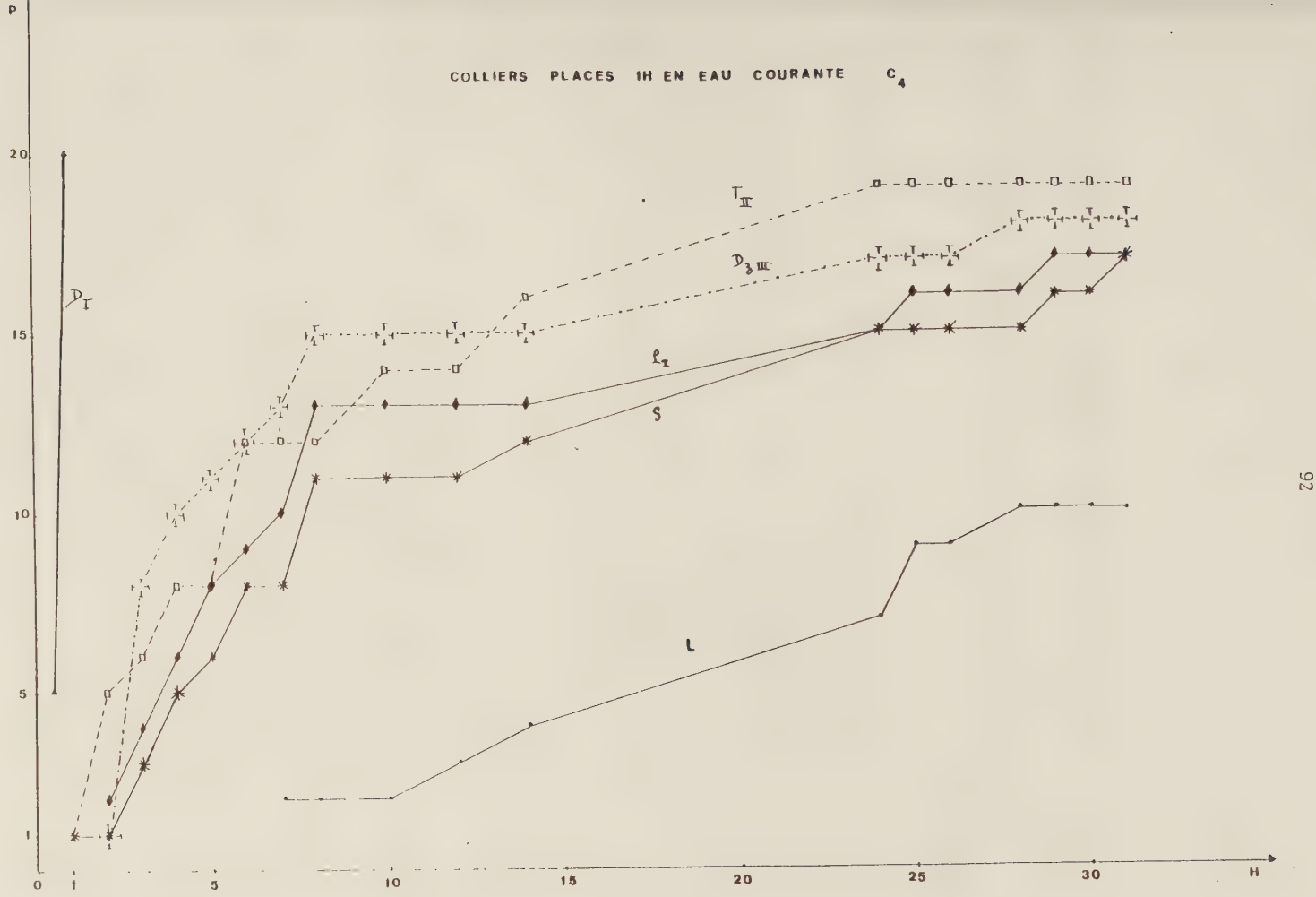
Ici l'efficacité du collier au Tétrachlorvinphos T_{II}, peut être comparée à celle du collier neuf T_I.

Pour le Tétrachlorvinphos, l'immersion ne change pas l'efficacité de ce collier.

REMARQUE

Le taux de mortalité de l'ensemble des courbes a augmenté par rapport à celui des courbes des colliers neufs.

Cette augmentation relative peut s'expliquer par une moindre résistance des puces.


COLLIERS PLACES 1H EN EAU COURANTE C4
P
20
15
10
5
1
0
1
5
10
15
20
25
30
H
DI
DII
D3 III
l1
S
l

En effet, les naissances ont commencé il y a un mois et diminuent nettement. L'élevage se terminera peu de temps après cette expérience.

δ) COMPARAISON DE L'EFFICACITE DES COLLIERS IMMERGES DURANT 30 MINUTES (COURBES DE C_5)

Les colliers sont immergés 1/2 heure dans une cuve individuelle de 42 x 14 x 6cm pleine d'eau à 20°C.

Ils sont ensuite séchés avec du papier absorbant.

Nous obtenons les mêmes résultats que dans l'expérience précédente. Nous pouvons faire également les mêmes remarques en ce qui concerne T_I.

Un séjour d'une heure ou d'une 1/2 heure dans l'eau, que le collier soit essuyé ou bien séché à l'air libre, ne semble pas changer son efficacité quelque soit le principe actif utilisé.

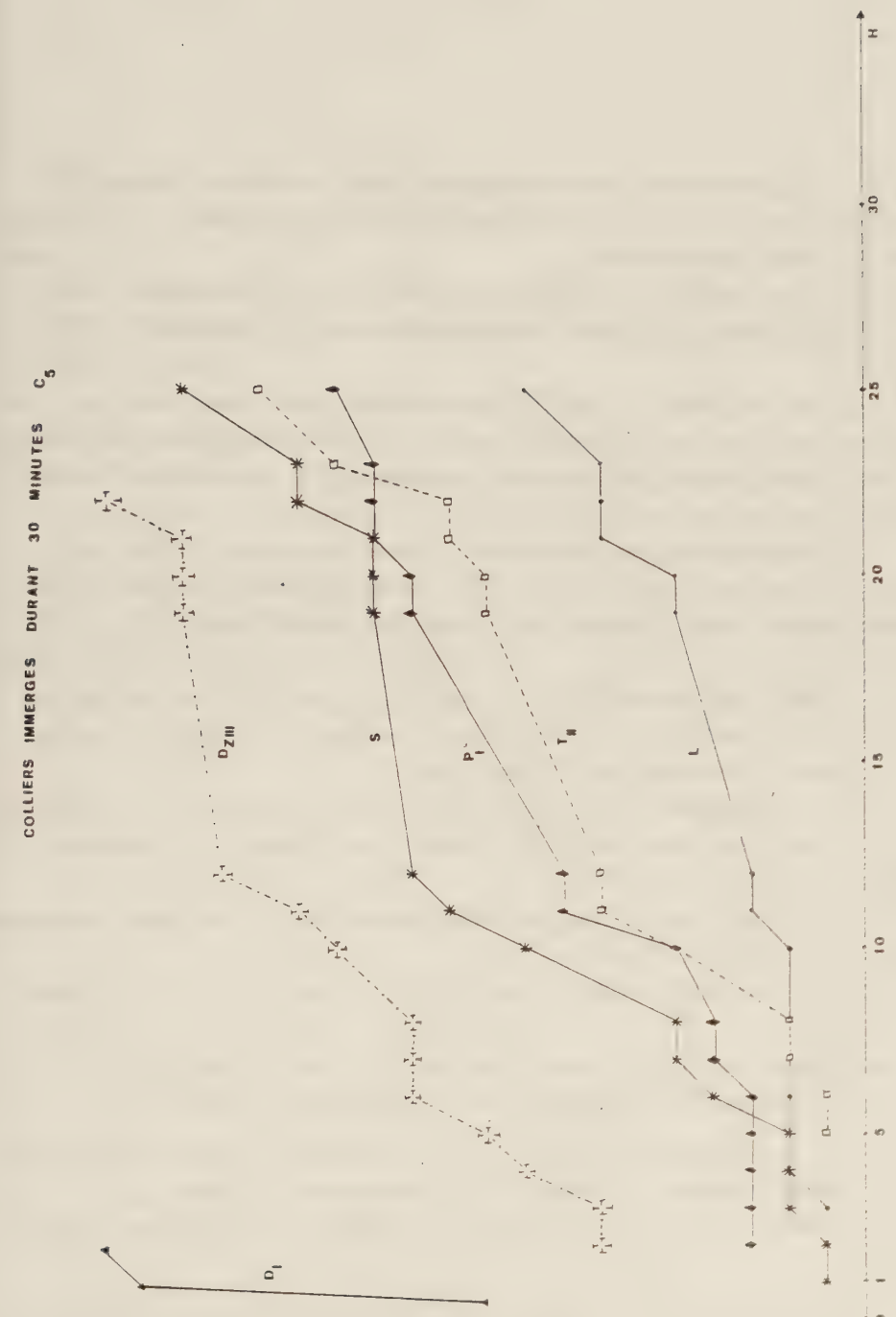
V) DISCUSSION

Il est difficile dans un premier temps de conclure que tel type de collier est supérieur à tel autre, car notre test met en valeur les colliers à principe actif volatil (tension de vapeur élevée).

Il faudrait faire d'autres expériences qui révéleraient l'efficacité des insecticides à faible pression de vapeur agissant par contact.

Toutefois, nos tests permettent de comparer l'efficacité des colliers utilisant le même principe actif et provenant de laboratoires différents, ou bien, pour un principe actif, d'étudier l'influence des conditions expérimentales : colliers neufs, vieillissement des colliers, immersion.

Ainsi, pour le Tétrachlorvinphos, nous obtenons des résultats nuls ou ininterprétables dans le cas de T_{II} alors que T_I, commercialisé par un autre laboratoire, a une efficacité comparable, mais inférieure aux autres principes actifs (Courbes C_1).


COLLIERS IMMERGES DURANT 30 MINUTES C5
P
H
D1
DZIII
S
P1
TH
L
D
0
1
5
10
15
20
25
30
1
5
10
15
20

Ce problème se retrouve également pour le Propoxur. Dans le test des colliers neufs (C_1), nous avons une efficacité nulle pour le collier P_{II} et une efficacité moyenne pour P_I.

Dans les mêmes conditions, pour les colliers au Diazinon, nous pouvons remarquer une différence de résultats entre les colliers D_zI, D_zII et D_zIII.

Les colliers D_zI et D_zII, provenant du même laboratoire mais commercialisés sous des noms différents, donnent des résultats identiques, tandis que D_zIII, commercialisé par un autre laboratoire, a une courbe d'efficacité inférieure aux deux autres.

Tous ces exemples mettent en évidence l'existence de lot non homogène pour un même laboratoire (T_{II}) et des différences d'efficacité pour un même principe actif fabriqué par des laboratoires différents (D_zI, D_zII et D_zIII).

Cela peut provenir du fait que le principe actif n'a pas été inclus dans le collier lors de sa fabrication, ou bien que l'excipient neutralise ou empêche la libération du principe actif.

Ces problèmes ne se retrouvent pas avec le Dichlorvos qui donne des résultats identiques, pour les colliers neufs, quel que soit le laboratoire commercialisant le collier (C_1).

De plus, tout au long de l'expérimentation, il se détache nettement des autres colliers. Nous avons :

- 100 % de mortalité en 2heures pour le collier neuf et le collier immergé (C_4, C_5)
- 100 % de mortalité en 3 heures pour le collier de 20 jours (C_2).
- 100 % de mortalité en 10 heures pour le collier de 2 mois (C_3).

L'efficacité de ce collier n'est pas modifié après un séjour dans l'eau, ni après essuyage. Cependant, elle diminue avec le temps.

Déjà sensible après 20 jours d'utilisation, elle est nette après 2 mois.

Pour les autres colliers, les trois derniers principes actifs : diazinon avec D_zIII, Propoxur avec P_I, Sévin avec S semblent avoir une efficacité assez voisine.

Mais, nous pouvons toutefois établir une hiérarchie décroissante de l'efficacité avec : D_zIII (diazinon) suivi de P_I(propoxur) et pour terminer S (sévin).

De plus, le comportement de ces trois colliers est semblable tout au long des expériences.

A 20 jours d'utilisation D_zIII au Diazinon et P_I au Propoxur ne subissent pas de diminution de leur efficacité comme D_I au Dichlorvos.

Par la suite, à 2 mois ils subissent, eux aussi, une diminution marquée de leur efficacité.

Tous les colliers insecticides sont très sensibles au vieillissement après leur sortie des emballages.

CONCLUSION

L'utilisation des colliers insecticides dans la lutte contre les puces du chien semble justifiée.

L'efficacité de ces colliers est réelle, même si, actuellement, certains types ou lots de colliers ne semblent pas avoir une efficacité comparable et constante.

Leur facilité d'emploi est très grande, et ce système reste actuellement le moyen le plus simple de protéger le chien de ses parasites.

Les dangers d'utilisation sont peu importants, lors d'un emploi normal et si l'on respecte quelques règles simples, énoncées précédemment, concernant leur mise en place.

Vu : Le Professeur de l'Ecole Vétérinaire rapporteur

Professeur FRANC

Vu : Le Directeur de l'Ecole Vétérinaire

Professeur R. LAUTIE

Vu : Le Président de la Thèse

Professeur SEGUELA

VU ET PERMIS D'IMPRIMER

Toulouse, le 08.12.81.

L'Administrateur provisoire de L'Université Paul Sabatier

UNIVERSITE PAUL SABATIER TOULOUSE

Professeur D. BANCEL ☆

BIBLIOGRAPHIE

(1) AKTAR (M.H) - Degradation of tetrachlorvinphos and its mayor metabolite 2,4,5 trichlorphenadychloride in aqueous media - Ag.Food. Chem. 1977, 25, 4, 848-851

(2) AMES (F) - Flea collars - Con. & Proc.Cats Mag. Sept. 1969

(2a) BEAMENT (J.F.), TREHERNE - Insects and physiology - Edt. Oliver and Boyd. , 1967

(3) BELLOW (P) - Resistance aux insecticides des arthropodes - Thèse Doct.Vét. Toulouse 1972, n°34

(4) BLAIR (D), DIX (K.M), HUNT (P.F), THORPE (E), STEVENSON (D.E.), WALKER (A.I.T.) - Dichlorvos a 2 year inhalation carcinogenesis study in rats - Arch. Toxicol. 1976, 35, 281-294

(5) BROWN (A.W.A.) - Resistance des arthropodes aux insecticides - Monographie, n°38, OMS. Genève.

(6) BRUMPT (F) - Précis de parasitologie (II), Collection des Précis médicaux Masson et Cie edt. 1949 ,1045-2136

(7) CASIDA (S.E.), AUGUSTINSSO (K.B), JONSSON (G)- Stability, toxicity and reaction mecanism of certain carbamate insecticides - J. Econ. Ent. 1973, 53, 205.212

(7a) CHAPMAN (R.F.) - The insects : structure and function - London, English Univers. Press. 1969.

(8) CHAUVIN (R) - Physiologie de l'insecte - I.N.R.A. Paris (1956)

(9) CRESTIAN (J) - La pulicose allergisante des carnivores - Rec.Méd.Vét. Alfort, 1972, 1, 225

(10) DAJOZ (R) - Les insecticides - " Que sais-je " n°829, 1959

(10a) DAVID (S), SMITH (Ph.D)- Insect cells.Their structure and function - Oli & Boyd, 1968, (Edinburgh)

(11)DOROUGH (M.W), CASIDA (J.E.) - Nature of certain carbamates metabolites of insecticides : sevin - J.Agr.Food. Chem. 1964.12, 204-304

(12) DUBOURDIEU (C) - Rôle pathogène direct des arthropodes hématophages - Thèse Doct.Vét. Toulouse, 1970, n°8

(13) ELSA (J.R.), CLOYD (G.D.), GILBERT (D.L), PERKINSON (E), WARD (J.W.)- Barbiturate anesthesia in dogs wearing collars containing dichlorvos - J.A.V.M.A. 1970, 157, 2068-2074

(14) FOX (I), DE LEON (D) - Adverse reactions caused by insecticides not flea collar- J.A.V.M.A. 1977, (5mai)

(15) GEROLT (P) - Mode of entry of contact insecticides - J. Insect. Physiol. 1969, 15, 563-580

(16) GRASSE (P.P), POISSON (R.M.), TUZET (O) - Précis de sciences biologiques - Zoologie invertébrés

- Traité de zoologie. Anatomie systématique, biologie, Insectes : tête, aile, vol. T.VIII, fasc.I

- Insectes supérieurs et Hemiptéroïdes - T.X, fasc. I

(17) GRONCE (P.C.), ALDEN (H.S) - Flea collar dermatitis - J.A.V.M.A. 1968, 206, 1563-1564

(18) GUESS (W.I.), HABERMAN (S) - Toxicity profiles of vinyl and poly plastics and their additives - J.Biomed. Mater. Res. 1968, 2, 313-335

(19) IVERSON (F), GRANT (D.L.), LACROI (J)- Diazinon metabolism in the dog- Bulletin of environmental contamination and toxicology 1975, 13, 5, 611-618

(20) KIBBLE (R.M.) - Effectiveness of dichlorvos impregnated collars in controlling fleas on dogs - Austral. Vet. J. 1968, 44, 456-458

- Dichlorvos impregnated collars for control of fleas on dogs - Austral. Vet. J. 1969, 45, 36

(21) KIRKLAND - Studies on dichlorvos induced intestinal enteritis in the dog - Toxico. Appl. Pharmaco. 1974, 29, 1, 136

(22) KUHN (B.M) - Flea collar risk and benefits - J.A.V.M.A. 1970, 156, 6

(23) KUNCKEL (J) - Observation sur les puces, en particulier, sur les larves des puces du chat et du loir - Ann.Soc.Ent. Fr. 1893, 5, vol.3

(24) LABOULBENE (A) - Metamorphose de la puce du chat - Ann.Soc.Ent.1872, 5, vol.2

(25) LAPAGE (G) - Veterinary parasitology - Olivier & Boyd , Edinburgh & London

(26) LEMUET (G) - Activité et toxicité des colliers insecticides diffuseurs de dichlorvos chez le chien - Thèse Doct.Vét. Alfort 1976

(27) LE SEAC'H (P) - Les carbamates insecticides - Thèse Doct.Vét.Alfort 1975 (n°7)

(28) LIVINGSTON (M.L) - Flea collars no boon to animals - J.A.V.M.A. 1975, 13, 167

(29) MADDRELL (S.H.P.), REYNOLDS (S.E.) - Releam of hormones in insects after poisonning with insecticides - Nature (London) 1972, 236, 5347, 404-406

(30) MADWAY (A.B.), BARLOW (F) - The influence of temperature and humidity on the action of insecticides - Ann. Trop. Med.Parasit. 1969 , 438-443

(31) MEGNIN (P) - Les parasites - G.Masson,edt. Paris

(32) MEIQUEY (S.V.), KINOSHITA (F.K.), FRAWLEY (J.P), DUBOIS (K.P.) - Inhibition des cholinestérases et des estérases par les organophosphorés chez le rat - Toxic. Appl. Pharmac. 1971, 20, 2, 241-249

(33) MENN (J.J.), DE BAUN (J.R), BAIN (J.B.) - Recent advances in the metabolism of organophosphorus insecticides - Fed. Proceed. 1976, 35, 14, 2598-2602

(34) MENZER (R.E), DAUTERMAN (W.C.) - Métabolisme de quelques insecticides organophosphorés - J. Agricult.& Food Chemistry 1970, 6, 1031-1037

(35) MILLER (J.E.) - Insecticidal activity of propoxur and carbaryl impregnated flea collars against ctenocepholides felis - Am. J. Vet. Res. 1977, 38, 7, 923-925

(36) MORIZOT (B) - Etude d'un collier insecticide pour chiens et chats à base de diazinon - Thèse Doct. Vét. Lyon 1979

(37) MULLER (G.H) - Flea collar dermatitis in animals - J.A.V.M.A. 1970, 157, 1616-1626
- Contact dermatitis in animals - Arch. Derm. 1967, 96, 423-426

(38) NELSON (D.L), LAMB (B.W.) - An evaluation of methiocarbamat toxicity to dogs - Vet.Med. Small An. Clin. 1977, 72, 2, 185-189

(39) NEVEU.LEMAIRE - Traité d'entomologie médicale et vétérinaire - J.Lamarre (edt). Paris 1912

(40) O'BRIEN (R.D) - Insecticides : action and metabolism - Acad. Press New.York and london, 1967

(41) PAWAR - Alteration in hepatic dog metabolism and lipids peroxidation during administration of Baygon a pesticide - Chem. Biol. Interact. 1975, 10, 4, 295-299

(42) PITOIS (M), CLOCHE (D) - Un nouvel insecticide vétérinaire à usage avicole - Bull. Vet. Prat. 1972, (I), 56, n°7

(43) PRESCOTT (F), CLICKSBERG (C.L) - Effects of dichlorvos on blood cholinesterase activity in dog - J.A.V.M.A. 1971, 4, vol.158, 456-461

(44) RAMADE (F) - L'action anticholinestérasique de quelques insecticides organophosphorés sur le système nerveux central de Musca domestica - Ann. Soc. Ent. de France, 1965, 549-566

(45) RIGOLE (B.E.J) - L'intoxication des animaux domestiques par les insecticides organophosphorés - Thèse Doct. Vét. Toulouse 1960.

(46) RITTER (C), HUGHES (K), SNYDES (G), WEAVER (L) - Dichlorvos containing dogs collars and thiamycol anesthesia - Am.J.Vet.Res. 1970, 30, 2025-2029

(47) RUCKEBUSCH (Y.M) - Sur le système acétylcholine, cholinestérase et pharmacologie des insecticides organophosphorés - Cahiers Med. Vét. 1961, 30, 126-151

(48) SAUVEL (C) - Glossines et insecticides - Thèse Doct. Vét. Alfort 1977, n°48

(49) SCHNELLE (G.B)- Flea collar safety - J.A.V.M.A. 1969, 154, 157

(50) SEGUY (E) - Insectes ectoparasites - Faune de France, vol. 49, Paris 44

(51) SEGUY (E), LE CHEVALIER (P) - Les insectes parasites de l'homme et des animaux domestiques - Encyclopédie pratique du Naturaliste Paul Le Chevalier, Paris 1924.

(52) SIEGRIST (P) - Les composés organophosphorés dans les luttes anti-parasitaires - Med. Vétérinaire, 75 route d'Oron (Lausanne)

(53) SMALL (E) - Toxicity of flea collars - Mod. Vet. Pract.1968, 49,20-21

(54) SMITH (M.M.S.) - Safety of chemically impregnated devices questioned - J.A.V.M.A. 1968, 15, 1264

(55) SNOW (D.H), WATSON (A.D.J) - The acute toxicity of dichlorvos in the dog - Aust. Vet. J. 1973, 49, 3, 113-119

(56) STAMPA (S) - Experimentation du bolfo (Baygon) pour l'éradication des puces de chien et des tiques de bovin - Information de Méd.Vét. 1970, 3, 196

(57) TAPERNOUX (M) - Quelques notions sur la physiologie et biochimie des insecticides organophosphorés - Cahier Méd. Vét. 1961, 30, 4, 101-125

(58) UZOUKWU (H), SLEIGHT (S.D) - Dieldrin toxicosis feto toxicosis tissue concentration and microscopic and ultrastructural changes in guinea pigs - Am. J. Vet. Res. 1972, 37, 3, 579-583

(59) VILLIERS (A) - Arthropodes - Encyclopédie de la Pléiade

(60) WALKER (A.I.T), BROWN (U.K.H), STEVENSON (D.E), THORPE (E) - Toxicological studies with the insecticide : tetrachlorvinphos - Pestic. Sci. 1972, 3, 517-525

(61) WALKER (A.I.T), STEVENSON (D.E.) - Studies on the safety of plastic dog collars containing dichlorvos - Vet.Rec.1968, 83, 538-541

(62) WHETSTONE (R.R), PHILLIPS (D.D.), SUN (Y.P), WARD (L.F.), SHELLENBERGER (T.E.) - Tetrachlorvinphos - J. Agr.Food. Chem. 1961, 14p. 352

(63) WIGGLESWORTH (V.B), BEAMENT (J.W.), TREHERNE (J.F.) - Advences in insect physiology - 1963, Vol.1 - Vol.IV p 212-240 ; 1971 vol.VIII Edt. Academic Press. London & New.York

(63a) WIGGLESWORTH (V.B) - The life of insects - London, Weidenfeld & Nicolson, 1964

(64) YANG (R.S), HODGSON (E), DAUTERMAN (W) - Etude in vitro du métabolisme du diazinon et du diazoxon dans le foie du rat - J.Agricul. &Food Chemistry 1971, 1, 10-13.